

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي  
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

جامعة ابن خلدون تيارت

UNIVERSITE IBN-KHALDOUN DE TIARET

معهد علوم البيطرة

INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES

قسم الصحة الحيوانية

DEPARTEMENT DE SANTE ANIMALE



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES

EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE MASTER COMPLEMENTAIRE

DOMAINE : SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

FILIERE : DOCTEUR VETERINAIRE

PRESENTE PAR :

Mr. ZIANE OMAR

Mr. TOUAZI AYOUR

SOUS LE THEME :

La technique de l'insémination artificielle  
chez la dinde

Soutenu publiquement le : 17/12/2020

Jury :

Président :

Pr. SI AMEUR ABD EL HADI

Grade :

PROFESSEUR

Encadrant :

Pr. ABD EL HAMID HAMMOUDI

PROFESSEUR

CO-Encadrant :

BOUDRAA ABD ELATIF

MCA

Examineur 01 :

Dr. MERATI RACHID

MCA

ANNEE UNIVERSITAIRE 2019/2020

# *Remerciement*

*Au terme de ce modeste travail, on commence par rendre grâce à dieu le tout puissant de nous avoir donné la patience le courage et la volonté pour terminer ce travail.*

*Nos vifs remerciements et notre profonde gratitude s'adressent respectivement à notre encadreur **Pr. ABD EL HAMID HAMMOUDI** et et **Dr BOUDRAA ABD ELATIF** . Nous le remercions infiniment pour son aide, ses orientations, et sa patience.*

*On tient a remercié aussi monsieur **Pr. ABD EL HADI SI AMEUR** et monsieur **Dr. MERATI RACHID** pour l'honneur qu'ils nous ont accordé, en acceptent de juger ce travail.*

## Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

A très chère **MAMAN** en signe d'amour, de reconnaissance et de certitude pour tous les soutiens et les sacrifices dont elle a fait preuve à égard.

A mon soutien moral et source de bonheur, celui qui s'est toujours sacrifié pour réussir,  
**MON PERE**

A mes chères sœurs : **CHAIMA**, ma petite **ARWA**, et **ZAHIA**

A mes chères frères : **OUSSAMA**, **MOUSSA** et **HASSAN**

A tous les membres de ma famille : tante, oncle, cousin maternelle

Paternelle spécialement : mon oncle **MOUSSA**, mon cousin **ABD ALMALEK** et ma cousine **SOUAD**.

A ceux que j'aime beaucoup, qui m'ont toujours soutenue et étaient toujours à mes côtés, mes chers amis spécialement :

**. YOUGHORTA, CHAKER, SAMIR, LATIF, HAMID, NADA et AFAF**

A mes chères enseignant : **HAYAT ET ILHAM TOUMI**

A mon psychologue : **NADIA MOKHTAR** ET mon docteur : **KHEIRA DAOUD**

A mon encadreur grâce à lui je fais ce travail : **DR HAMOUDI ABD EL HAMID**

Je termine avec la personne qui a partagé tous le travail, qui a supporté mon humeur au moment de stress, mon binôme **AYOURET** à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin pour que ce projet soit possible, je vous dis merci. **OMAR**

## *Dédicace*

### *A Mes Très Chers Parents*

*Tous les mots du monde ne sauraient exprimer l'immense amour que je vous porte, ni la profonde gratitude que je vous témoigne pour tous les efforts et les sacrifices que vous n'avez jamais cessé de consentir pour mon instruction et mon bien-être.*

*C'est à travers vos encouragements que j'ai opté pour cette noble profession, et c'est à travers vos critiques que je me suis réalisée. J'espère avoir répondu aux espoirs que vous avez fondés sur moi. je vous rend hommage par ce modeste travail en guise de ma reconnaissance éternelle et de mon amour infini.*

*Vous résumez si bien le mot parents qu'il serait superflu d'y ajouter quelque chose.*

*Que Dieu tout puissant vous garde et vous procure santé, bonheur et longue vie pour que vous demeuriez le flambeau illuminant le chemin de vos enfants.*

### *A Mes cher frère et sœur*

*Sans vous se serait presque vide, les mots me manquent pour vous remercier, bien que vous étiez heureux chaque jour de mon départ à Tiarret mais pour l'amour fraternel merci infiniment.*

### *A Mes chers amis*

*les mots ne suffisent pas pour vous remercier mes chers amis pour votre aide, merci à tous ceux qui mon aidés et mon apporté leur soutien, de près ou de loin.*

### *A Mes enseignant*

*je tient a remercié surtout monsieur **Dr Slimani Khaled** pour son s'insère aide et le temps qu'il m'a donné et chaleureux mots durant ces trois dernières années.*

### *A Toute la famille TOUAZI*

### *A Mon Binôme*

*C'est avec joie et Fierté que je réalise ce travail avec toi, je te souhaite de bonheur et une bonne continuation dans ta vie professionnelle*

## *Résumé*

Notre étude a été réalisée sur deux volets, la technique de l'insémination artificielle et la maîtrise des paramètres zootechniques afin d'assurer un taux de fertilité élevé.

L'insémination artificielle est mise en œuvre communément chez certaines espèces d'oiseaux d'élevage. C'est le mode de reproduction principal utilisé chez la dinde.

La reproduction assistée permet également de préserver la diversité génétique et donc participe à la conservation de l'espèce. Elle évite également les éventuelles blessures pouvant survenir au cours de l'accouplement, peut réduire le stress, diminue le risque sanitaire via les semences contrôlées (transmission de certaines maladies sexuellement transmissibles ou maladies contagieuses) et facilite la reproduction lors de dimorphisme sexuel important. Enfin, elle peut accroître considérablement la fertilité.

La remarquable amélioration des performances de reproduction dans les espèces avicoles au cours des dernières décennies est le résultat d'une stratégie ayant impliqué une ou plusieurs des étapes telles que le contrôle quantitatif de la production de gamètes des 2 sexes en relation avec une meilleure maîtrise de l'environnement (photopériode, température, nutrition) et le développement des techniques spécifiques d'insémination artificielle par espèce aux niveaux parentaux et grand-parentaux. Plusieurs objectifs importants restent toutefois à atteindre, parmi lesquels la maîtrise de la congélation du sperme dans des conditions compatibles avec son utilisation industrielle en génétique et en sélection, l'obtention de résultats de fertilité élevés chez des femelles jeunes ou âgées inséminées avec de petites quantités de spermatozoïdes.

Notre travail sera consacré en première partie aux rappels anatomiques relatifs à l'appareil reproducteur, la physiologie de la reproduction dont les caractéristiques sont indispensables à connaître pour maîtriser l'insémination, une deuxième partie abordera les techniques de contrôle du cycle sexuel de la femelle et du mâle, Une troisième partie décrira la technique d'insémination artificiel.

## ***ABSTRACT***

Our study was carried out on two aspects, the artificial insemination technique and the control of zootechnical parameters in order to ensure a high fertility rate.

Artificial insemination is commonly used in certain species of farmed birds. It is the main mode of reproduction used in turkeys.

Assisted reproduction also helps to preserve genetic diversity and therefore contributes to the conservation of the species. It also avoids possible injuries that may occur during mating, can reduce stress, reduces the health risk through controlled seed (transmission of certain sexually transmitted diseases or contagious diseases) and facilitates reproduction in the event of significant sexual dimorphism. Finally, it can considerably increase fertility.

The remarkable improvement in reproductive performance in poultry species in recent decades is the result of a strategy that has involved one or more of the following steps : quantitative control of gamete production of both sexes in relation to better control of the environment (photoperiod, temperature, nutrition) and the development of specific artificial insemination techniques per species at the parental and grandparental levels. However, several important objectives remain to be achieved, including the control of sperm freezing in conditions compatible with its industrial use in genetics and selection, and the achievement of high fertility results in young or old females inseminated with small quantities of spermatozoa.

Our work will be devoted in the first part to anatomical reminders regarding the reproductive system, the physiology of reproduction, whose characteristics are indispensable to know in order to control insemination, a second part will deal with the techniques for controlling the sexual cycle of the female and male, and a third part will describe the technique of artificial insemination.

# Table des matières

INTRODUCTION :	Erreur ! Signet non défini.
PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE :	
Chapitre 1:	2
1 Anatomie du tractus génital et physiologie de la reproduction chez les oiseaux :	<b>Erreur ! Signet non défini.</b>
1.1 Anatomie de l'appareil reproducteur mâle :	3
1.2 Anatomie de l'appareil reproducteur femelle :	6
1.3 Anatomie du cloaque :	9
2 LA PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION CHEZ LA DINDE ET LE DINDON :	10
2.1 Les signaux environnementaux :	10
2.2 Le rôle du système hypothalamo-hypophysaire dans l'ovulation :	12
3 Le cycle de la reproduction :	<b>Erreur ! Signet non défini.</b> 5
3.1 Action de la photopériode :	<b>Erreur ! Signet non défini.</b> 5
3.2 Perception de la lumière :	<b>Erreur ! Signet non défini.</b> 5
3.3 Photosensibilité :	<b>Erreur ! Signet non défini.</b> 6
Chapitre 2 :	17
1 Programme lumineux :	18
1.1 Le programme lumineux en femelles :( tableau 01) .....	18
1.2 Le programme lumineux en ponte femelles : (tableau02).....	19
1.3 Programme lumineux en male :(tableau03) .....	20
1.4 Programme lumineux en ponte male : (tableau 04) .....	21
2 Les phases d'élevage :	22
2.1 LE DÉMARRAGE :	22
2.2 LA CROISSANCE :	25
2.2.1 Tri et sélection :	27
2.2.2 Le management des femelles :	28
2.3 Phase de ponte :	32
2.3.1 Management des femelles en ponte :	32
2.3.1.1 Pic de ponte :	32
2.3.1.2 Persistance de ponte :	33
2.3.1.3 Contrôle des couveuses :	35
2.3.1.4 Repérage des dindes couveuses .....	38
A-Programme couveuses sur 3 jours :	39
B-Options du contrôle des couveuses .....	40

2.3.2	LE MANAGEMENT DU MALE : .....	42
3	Insémination artificielle : .....	49
3.1	L'objectif : .....	49
3.2	Calendrier : .....	49
3.3	Processus : .....	49
3.4	Bien-être : .....	50
3.5	Désinfection : .....	50
4	Le sperme : .....	51
4.1	La dilution du sperme et le conditionnement de la semence : .....	51
4.2	Le sperme frais : .....	52
4.3	Le sperme congelé : .....	52
<b>PARTIE EXPERIMENTAL :</b>		
1	Objectif : .....	54
2	Lieu d'expérimentation : .....	55
3	Matériel et Méthodes : .....	57
3.1	Matériel .....	57
3.1.1	La paillette : .....	58
3.1.2	M.R.A 50 µm semi-automatique droite .....	58
3.1.3	Le pistolet pompe pour M.R.A .....	59
3.1.4	Matériel de la récolte .....	60
3.2	Méthodes : .....	61
3.2.1	Prophylaxie sanitaire de l'insémination .....	62
3.2.2	Préparation du male (dindon) : .....	63
3.2.3	Préparation de femelle (la dinde) .....	64
3.2.4	Les Etapes de l'insémination artificielle .....	66
	<b>A- Prélèvement du sperme</b> .....	66
	<b>B- Contrôle de La qualité de la semence</b> .....	67
	<b>C-Limiter les stress des dindes</b> .....	68
	<b>D- Insémination de la femelle</b> .....	68
	CONCLUSION .....	74
	RECOMANDATION .....	75
	REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE : .....	76

## **LISTE DES TABLEAUX :**

*Tableau 01 : Le programme lumineux en femelles*

*Tableau 02 : Le programme lumineux en ponte femelles*

*Tableau03 : Programme lumineux en male*

*Tableau 04 : Programme lumineux en ponte male*

*Tableau 05 : Facteurs encourageant la couvaison et la Réponse en vue d'améliorer la production*

*Tableau 06 : les performances du mâle Aviagen turkeys durant la phase de développement sexuel de 20 à 28 semaines.*

*Tableau 07 : Caractéristiques principales du sperme de dindon et nombre de doses moyennes de semence fraîche (d'après \*Sauveur, 1988)*

## **LISTES DES FIGURES :**

### **Partie bibliographique :**

**Figure 1 :** Anatomie du tractus génital mâle au repos et en période de reproduction [7]

**Figure 2 :** Anatomie du tractus génital et urinaire chez la femelle en période de reproduction [23]

**Figure 3.** Anatomie du cloaque [12] Légende : Ureter = uretère ; Ductus deferens = conduit déférent ; Ductus deferens papilla = papille ; Oviduct = oviducte ; Copradeum = coprodeum ; Copraurodeal fold = pli coprourodéal ; Oviductal opening = ouverture de l'oviducte ; Uroproctodeal fold = pli uroproctodéal ; Vent = orifice.

**Figure 04 :** Installation du cercle de démarrage

**Figure 05 :** Exemple de comportement des dindonneaux

**Figure 06 :** Semence de production

### **Partie expérimentale :**

**Figure (07) :** la paillette

**Figure (08) :** M.R.A 50 µm semi-automatique droite

**Figure (09) :** Le pistolet de l'insémination

**Figure (10) :** matériel de récolte

**Figure (11) :** Le diluant

**Figure (12) :** la douche et la combinaison de transport

**Figure (13) :** pédiluve et la combinaison de l'insémination.

**Figure (14) :** séparation de troupeau de male par une barrière dans une zone bien éclairée.

**Figure (15) :** le nombre des personnes nécessaire pour faire l'insémination des femelles.

**Figure (16) :** la séparation des femelles avant l'insémination artificielle

**Figure (17) :** la récolte du sperme

**Figure (18) :** La qualité de la semence ce mesure de différente manière.

**Figure (19) :** l'emplacement de la semence.

**Figure (20) :** l'emplacement de paillette dans le vagin

**Figure (22) :** retournement d'une dinde

**Figure (23) :** l'introduit de canule dans l'oviducte

**Figure (25) :** mesure de sperme au cour de l'insémination

### INTRODUCTION :

Du fait des impératifs d'approvisionnement des populations en protéines animales de moindre coût, la filière « Dinde », à l'instar de toutes les filières avicoles algériennes, a connu un développement indéniable. Le développement de cette filière vient, par ailleurs, répondre à la demande des marchés urbains en expansion et est allé de pair avec le changement du modèle de consommation alimentaire. Changement qui est sous tendu par un changement de mode de vie avec une tendance au développement de la restauration hors-foyer et du salariat féminin dans cette filière. Outre les facteurs classiques militant en faveur de l'adoption du modèle avicole intensif dans les pays périphériques (cycle de production court, rotation rapide du capital, protéines animales de moindre coût comparativement aux productions animales classiques, prix relatifs favorables, absence d'interdits religieux etc.), plusieurs facteurs sont à l'origine de l'émergence de cette filière [1].

La transformation du modèle de consommation alimentaire, notamment au niveau des villes, est liée au processus de modernisation sociale et économique : jeunesse d'une population largement sensible aux médias, féminisation croissante de la vie économique et développement de la consommation hors-foyer, tendance à la généralisation de la pluriactivité se traduisant par un recours croissant à la restauration collective, à la restauration rapide ou à la restauration de rue. Ces types de restauration intègrent, dans une forte proportion, les produits de la **dinde** (Sandwich «Complet dinde», brochettes, «Shawarma», «Kebab», etc.) [1]

Cela a obligé les spécialistes à développer l'élevage de dinde pour obtenir des races chair bien musclées et de court cycle de reproduction afin de répondre aux demandes des consommateurs. C'est ce qui conduit à un dindon plus lourd que la femelle [1]. Le dimorphisme sexuel est devenu impossible : dinde de 8 à 12 Kg et dindon de plus de 30Kg [3], c'est ce qui conduit à l'inévitabilité du recours à l'insémination artificielle chez la filière dinde.

L'insémination artificielle est une technique qui consiste à supprimer l'accouplement naturel (couchage) lors de la fécondation d'une femelle ; elle consiste à recueillir la semence du male et à la transplanter dans les voies génitales femelles après avoir subi une dilution ou non [2].

# **CHAPITRE 1**

## **Anatomie et physiologie de la**

## **1. Anatomie du tractus génital et physiologie de la reproduction chez les oiseaux :**

Les organes sexuels des oiseaux ont un volume réduit en dehors de la saison de reproduction en raison d'une adaptation au vol. Leur poids peut cependant être multiplié par cinq cents au cours de la saison de reproduction [4]. C'est le cas par exemple chez la dinde [5].

### **1.1 Anatomie de l'appareil reproducteur mâle :**

Chez les mâles, l'ensemble des organes sexuels sont internes et, contrairement à ce que l'on observe chez la plupart des mammifères, les testicules ne migrent pas et donc demeurent sur leur site d'origine embryologique [5]. L'appareil génital des mâles (figure 1), consiste en deux tractus droit et gauche constitués chacun d'un testicule, d'un épидидyme et d'un conduit déférent sinueux qui chemine le long de l'uretère.

Les testicules sont suspendus à la paroi abdominale par un court mésorchium [6]. Ce dernier sert d'attache au testicule mais c'est aussi le support des vaisseaux et des nerfs qui le desservent [7].

Les gonades sont localisées au niveau du pôle crânial des reins, caudalement aux glandes surrénales, en rapport avec le foie et le proventricule [8]. La couleur des testicules est normalement blanchâtre même si elle peut devenir grise ou noire en liaison avec la présence de pigments de mélanine dans les mélanocytes du tissu conjonctif de chaque testicule [5].

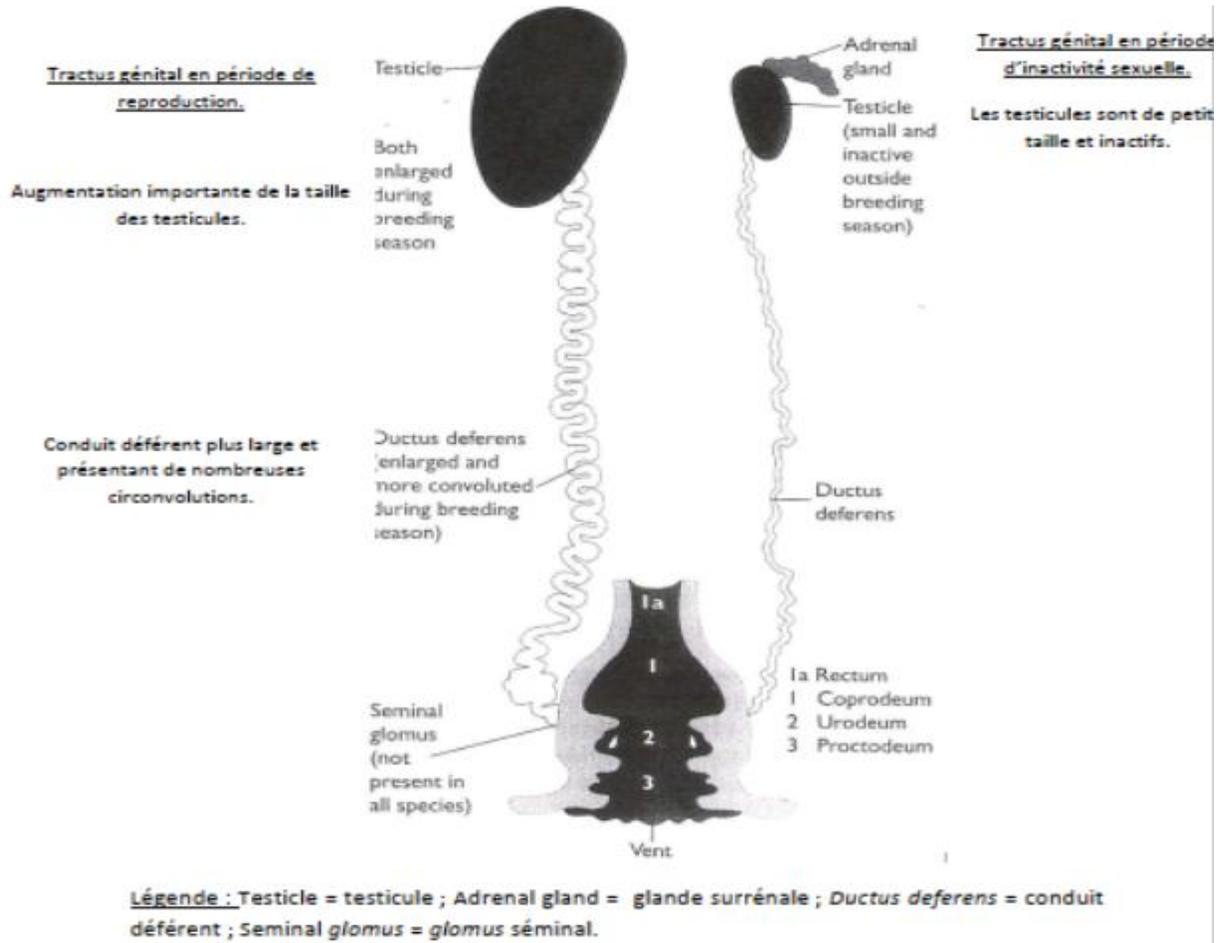
Bien que les deux testicules soient positionnés de manière symétrique par rapport au plan médian, ils sont souvent de taille asymétrique, Le testicule gauche est généralement plus grand que le droit. Le poids testiculaire subit des variations saisonnières très importantes.

Cette croissance est due à l'augmentation de la longueur et du diamètre des tubes séminifères ainsi que du nombre de cellules de Leydig et de cellules interstitielles [10].

Chaque testicule est entouré d'une fine capsule l'épididyme est localisé au bord dorso-médial du testicule, au niveau du hile. Il est constitué du *rete testis*, des canaux efférents, des canaux de connexion et du canal

épididymaire. L'ensemble de ces canaux se déversent dans le canal déférent [10].

Les canaux déférents longent les uretères en formant de plus en plus de replis au fur et à mesure que l'on approche du cloaque et se jettent dans l'*urodeum* en formant une ampoule séminale ou *glomus* séminal [10,11]. Les muscles bulbocaverneux compriment cette ampoule pendant l'accouplement, faisant jaillir le sperme dans le cloaque ou le vagin de la femelle [4]. Ce *glomus* séminal est également parfois visible, faisant protrusion sous la paroi abdominale, c'est un élément de la diagnose du sexe en période d'activité reproductrice [8].



**Figure 1.** Anatomie du tractus génital mâle au repos et en période De reproduction [7]

Au niveau du cloaque, un *phallus* peut être présent. Le *phallus* est situé sur le plancher du *proctodeum* et il s'éverse partiellement durant la miction et la défécation [10].

Il n'y a pas d'organes ou de glandes accessoires de la reproduction connus chez les oiseaux [5].

L'irrigation des testicules est permise par une courte artère testiculaire qui provient de l'artère rénale crâniale et par une, voire deux courtes artères testiculaires accessoires qui prennent leur origine directement au niveau de l'aorte. La partie crâniale du conduit déférent est également irriguée par l'artère rénale crâniale, la partie moyenne par les artères rénales médianes et caudales, et la partie caudale par l'artère honteuse dont certaines branches vont également irriguer le cloaque et le *phallus*. Le drainage veineux des testicules est assuré par de grosses et courtes veines qui se terminent dans la veine cave caudale. Le conduit déférent est drainé par les veines satellites des artères qui irriguent cette région [5].

Contrairement aux mammifères, la spermatogénèse chez les oiseaux a lieu à température corporelle, c'est à dire entre 40 et 41°C [5].

Elle est sous la dépendance de la stimulation hormonale par la lumière. Il en est de même pour la sécrétion de testostérone par les cellules de Leydig. C'est la testostérone qui induit le comportement sexuel et agressif du mâle. Les températures extrêmes (excessive lorsqu'elle est supérieure à 32°C ; ou trop faible soit inférieure à -5°C) inhibent la fonction sexuelle. L'état de santé est également important car tous les états pathologiques influent négativement sur la sexualité. L'alimentation doit être saine, équilibrée et en rapport avec les besoins de l'espèce. Elle doit notamment éviter un engraissement excessif [4].

Après la parade nuptiale (comportement de cour plus ou moins complexe développée par le mâle), l'accouplement a lieu. Il est le plus souvent bref et se fait par simple contact après éversion des cloaques ou pénétration d'une papille cloacale plus développée en période de reproduction, ou enfin, pénétration d'un pénis pour les mâles qui en sont dotés. L'éjaculation est intra-vaginale et la fécondation se fait au niveau du

pavillon. Les accouplements se font tant qu'il n'y a pas d'œuf dans les voies génitales basses [4].

### **1.2 Anatomie de l'appareil reproducteur femelle :**

L'ovaire et l'oviducte droits et gauches sont présents au stade embryonnaire chez les oiseaux [7].

L'ovaire gauche est appendu à la voûte lombaire gauche par le ligament mésovarien. Il est alors situé entre le lobe crânial du rein, les vertèbres et le bord dorsal des poumons. En période de ponte, il forme une grappe ovarienne et devient énorme en raison des follicules qui y sont présents à divers degrés de maturité [4].

L'irrigation se fait par l'artère ovarienne qui dérive de l'artère rénale crâniale gauche ou moins fréquemment de l'aorte dorsale [7]. L'artère est toujours relativement courte, ce qui rend l'ovariectomie très délicate [8]. L'ensemble des veines ovariennes se regroupent pour former deux veines principales, une crâniale et l'autre caudale à l'ovaire, qui rejoignent la veine cave caudale. L'ovaire est innervé par des fibres adrénergiques et cholinergiques, et de nombreux neurones sont présents dans la thèque [7].

L'oviducte, est un tube flexueux d'aspect homogène extérieurement. Il est suspendu à l'intérieur de la cavité péritonéale par un ligament ventral et un ligament dorsal [7].

On distingue d'un point de vue histologique et physiologique différents segments [4] :

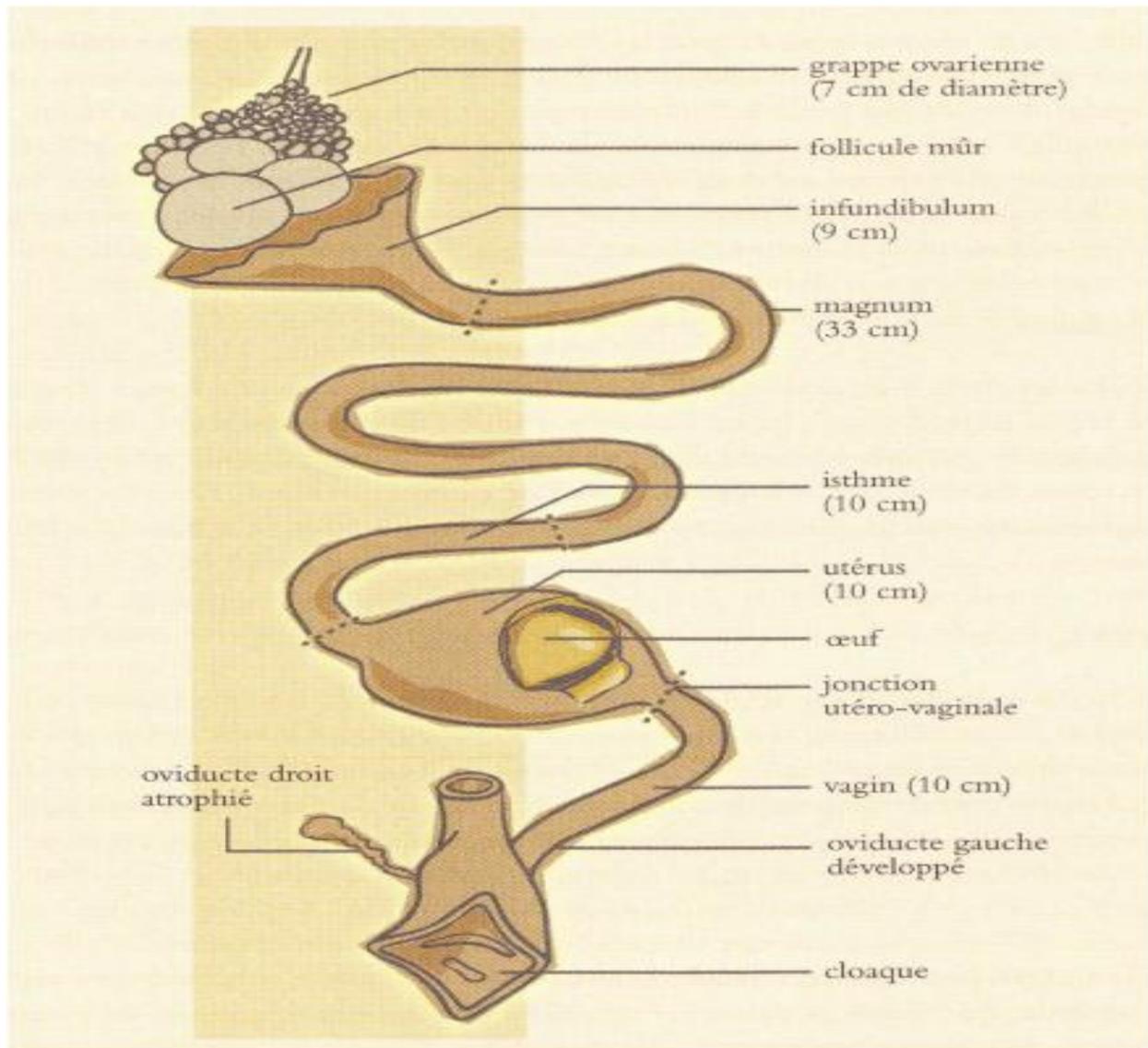
- ❖ L'*ostium* abdominal : c'est une fente située entre l'ovaire ET le pavillon
- ❖ L'*infundibulum* : c'est le pavillon en forme d'entonnoir. Par des mouvements péristaltiques propres, il vient happer l'ovule mûr, lequel le traverse en une vingtaine de minutes. C'est à cet endroit qu'a lieu la fécondation et que sont stockés une partie des spermatozoïdes ;
- ❖ Le *magnum* : constitue la partie la plus longue de l'oviducte. Il s'entoure alors de 40 à 50% de l'albumen total, sécrété par les glandes albuminipares ;
- ❖ L'isthme: C'est à Ce niveau que sont déposées les membranes coquillères qui forment deux enveloppes de kératine autour de l'albumen;

- ❖ L'utérus: C'est là que la formation de l'albumen s'achève par imbibition ou « plumping » correspondant à une hydratation et un dépôt de sels minéraux par osmose (sa taille est multipliée par deux), que les membranes coquillères sont mises sous tension et que la coquille minéralisée. Cette coquille est constituée majoritairement de sels de calcium d'où les besoins importants en calcium des femelles en ponte ;
- ❖ Le vagin : EST séparé de l'utérus par le sphincter utérovaginal et se termine au niveau du cloaque. Il n'a aucun rôle dans la formation de l'œuf mais il participe à l'expulsion de ce dernier [7]. Il débouche latéralement à l'uretère gauche dans l'*urodeum*. L'œuf n'y transite qu'un quart-d'heure environ. Au moment de la ponte, le vagin s'extériorise et dépose l'œuf à l'extérieur ce qui évite le contact avec les matières fécales et urinaires. C'est le mécanisme d'oviposition [4].

Au niveau de l'*infundibulum* et surtout de la jonction utérovaginale sont présentes des glandes tubulaires permettant le stockage du sperme. Après accouplement ou insémination artificielle, environ 1 % du sperme total est transporté jusqu'à ces glandes, où les spermatozoïdes resteront stockés [14].

L'innervation est à la fois sympathique et parasympathique. Pour l'*infundibulum*, elle provient du plexus aortique et pour le *magnum*, des plexus aortiques et rénaux [7].

Une photopériode adéquate déclenche chez la femelle le comportement d'acceptation sexuelle du mâle, de construction éventuelle du nid, de ponte, puis de couvaison des œufs et enfin d'élevage des poussins. L'augmentation de la durée du jour est à l'origine du déclenchement du cycle de la ponte, sa diminution va au contraire ralentir la production d'œufs, qui est interrompue par la mue. L'ovaire et l'oviducte gauches sont donc soumis à un rythme saisonnier important et leur poids varie [4].

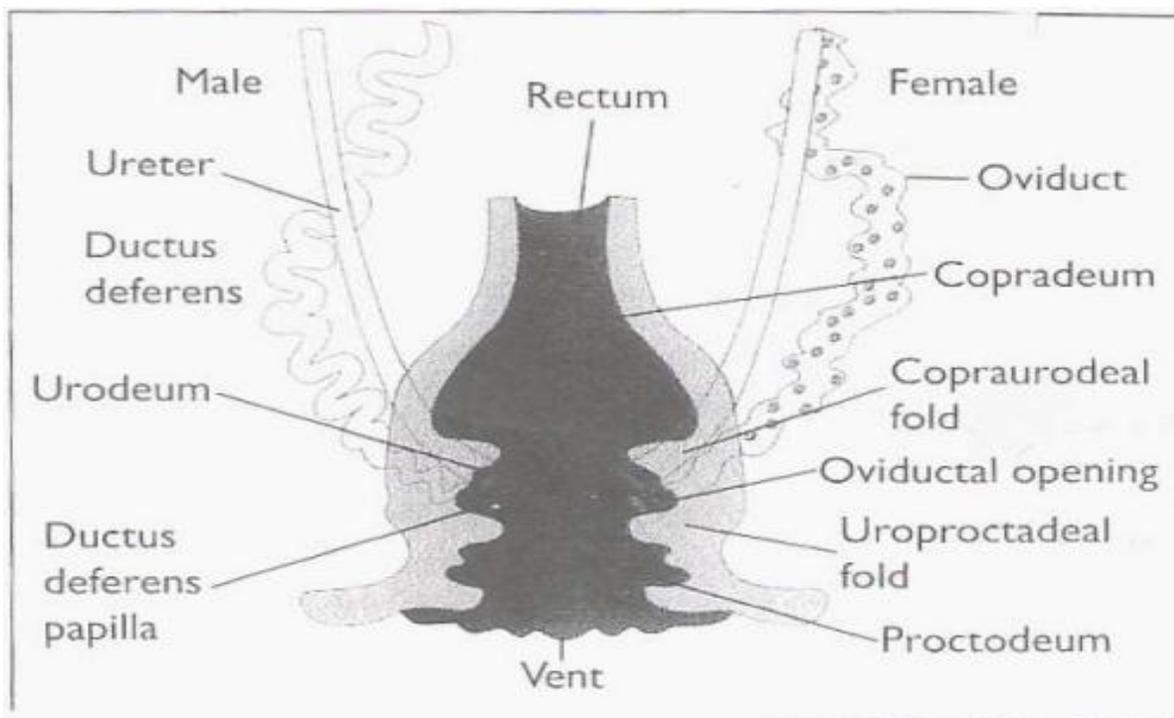


**Figure 2.** Anatomie du tractus génital et urinaire chez la femelle en période de reproduction [25]

### 1.3 Anatomie du cloaque :

Le cloaque (figure3) a une importance particulière dans la reproduction assistée car il intervient dans le prélèvement de la semence et dans l'insémination.

C'est la terminaison commune aux tractus gastro-intestinal, urinaire et génital. Il s'apparente à une chambre ouverte sur l'extérieur par un orifice. Il est divisé par l'intermédiaire de deux plis muqueux en trois compartiments : le *coprodeum*, l'*urodeum* et le *proctodeum*. La structure est similaire chez l'ensemble des oiseaux, avec pour variation principale l'absence ou la présence de structures phalliques dans le *proctodeum* [6]. L'orifice est une fente transverse protégée par deux lèvres ventrale et dorsale [11].



**Figure 3.** Anatomie du cloaque [26] Légende : Ureter = uretère ; Ductus deferens = conduit déférent ; Ductus deferens papilla = papille ; Oviduct = oviducte ; Coprodeum = *coprodeum* ; Copraurodeal fold = pli coprourodéal ; Oviductal opening = ouverture de l'oviducte ; Uroproctadeal fold = pli uroproctodéal ; Vent = orifice.

## 2. LA PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION CHEZ LA DINDE ET LE DINDON :

Le contrôle hormonal de la reproduction chez les oiseaux est complexe et peut être décomposé en 4 parties principales. La première concerne les différents signaux environnementaux, leur influence sur la reproduction et la façon dont ils sont perçus. Puis intervient l'hypothalamus, structure neuroendocrinienne ayant un rôle majeur dans la perception de l'information environnementale, qui par le biais de sécrétions neuroendocriniennes contrôle différents aspects de la reproduction. Ensuite vient l'hypophyse qui traduit l'information en sécrétions endocrines et enfin, le rôle des gonades elles-mêmes (ovaire et testicule) [5].

### ***2.1 Les signaux environnementaux :***

A chaque saison de reproduction, il y a trois phases majeures permettant le passage d'un tractus génital au repos à un état actif de reproduction.

La phase de développement consiste en l'initiation de la maturation des gonades et en la mise en place du comportement sexuel incluant par exemple l'attractivité du mâle pour la femelle, la délimitation de territoires de ponte et la formation de couple [5].

La phase de capacité correspond au moment où la nidification peut commencer. A ce stade, les gonades sont matures et les femelles engagent la phase finale de maturation des follicules en synthétisant le vitellus et en ovulant. Au cours de cette phase se succèdent l'accouplement, l'ovulation, l'oviposition, l'incubation puis le nourrissage des oisillons [5].

Enfin, la phase terminale correspond à la fin de la période de reproduction caractérisée par la régression de l'appareil reproducteur et la diminution des comportements sexuels, jusqu'à la prochaine saison de reproduction [5].

Des signaux environnementaux adéquats peuvent alors être utilisés pour réguler le développement, le maintien ou la régression des caractères morphologiques, physiologiques et comportementaux impliqués lors de la saison de reproduction. Ils interviennent également dans les interactions

sociales pour augmenter les capacités d'un individu à trouver un refuge, de la nourriture, un territoire ou un partenaire [5].

Il est possible de classer les signaux environnementaux en trois types principaux.

L'information initiale correspond à la modification de la longueur du jour qui entraîne chronologiquement le développement de l'appareil reproducteur, maintient ses capacités de reproduction et régule l'arrêt des sécrétions à la fin de la saison de reproduction.

L'information locale inclue la température ambiante, les réserves de nourriture et la pluviosité, qui peuvent inhiber ou stimuler les effets de l'information initiale. Enfin les interactions sociales interviennent dans la synchronisation et l'intégration de l'information [5].

Une cascade d'événements complexes intervient dans la perception, l'intégration et la transduction des signaux environnementaux en signaux chimiques (hormones, neurotransmetteurs). Les signaux chimiques initient alors les modifications morphologiques, physiologiques et comportementales [5].

Il y a différents processus impliqués. Les récepteurs spécialisés pour les signaux environnementaux extérieurs transforment ces derniers en informations nerveuses qui sont ensuite transmises au cerveau.

Ce dernier intègre ces informations en fonction du statut physiologique interne (horloge biologique, état nutritionnel, maladie...) et les renvoie vers l'hypothalamus, lequel, *via* des neurosécrétions, initie une cascade hormonale responsable des adaptations morphologiques, physiologiques et comportementales [5].

Les signaux extérieurs peuvent être perçus par différentes voies sensorielles : visuelle, tactile, auditive, chimique (goût, odeur), électrique, ou par l'intermédiaire de photorécepteurs et barorécepteurs. De nombreux autres récepteurs ont pu être identifiés tels que ceux qui sont sensibles à la température ambiante ou l'humidité relative [5].

En complément des *stimuli* extérieurs, les signaux internes ont aussi leur importance et agissent sur les systèmes neuroendocriniens et endocriniens. Par exemple, interviennent le taux de glucose, d'acides aminés ou de vitamines présents dans le sang, de même que le système immunitaire, les rythmes endogènes (horloge interne) et le vieillissement [5].

L'influence de l'alimentation, et plus particulièrement du métabolisme énergétique, sur les cycles de reproduction, a été étudié par **BRIERE et al. [13]**. Chez les espèces domestiques sélectionnées pour la production de viande, des modèles d'oiseaux hyperphagiques entraînant une croissance rapide des individus présentent quasi-systématiquement une altération des capacités de reproduction dans chacun des deux sexes.

Une telle augmentation des performances de croissance s'est accompagnée, chez les mâles de ces lignées, d'une très grande précocité sexuelle. Elle se traduit par l'apparition de spermatozoïdes. Elle se traduit aussi par un développement testiculaire maximal relativement faible et par une régression testiculaire.

Concernant les femelles, l'augmentation du poids lié à un régime *ad libitum* génère un développement anarchique des follicules pouvant conduire à la coexistence de plusieurs hiérarchies folliculaires qui perturbent les ovulations [13].

Il a été démontré que pour les deux sexes, le maintien de performances de reproduction (taux de ponte et fertilité) conformes au standard de la souche ne peut être assuré qu'à condition d'appliquer dès le très jeune âge (2-3 semaines après l'éclosion) un rationnement alimentaire strict. Il s'avère cependant que l'application d'un rationnement aura des effets secondaires sur le comportement, comme celui du picage [13].

## **2.2 Le rôle du système hypothalamo-hypophysaire dans l'ovulation :**

Le système hypothalamo-hypophysaire des oiseaux présente de nombreuses homologies avec celui des autres vertébrés.

L'hypothalamus est situé dans le plancher du 3ème ventricule et est rattaché à l'hypophyse par l'éminence médiane et la tige pituitaire. L'hypophyse est divisée en neurohypophyse et adénohypophyse. Cette dernière est constituée de cellules endocrines qui sécrètent les hormones hypophysaires. L'hypothalamus est constitué dans sa partie latérale de neurones neurosécrétoires produisant les neurohormones directement sécrétées dans le système porte-hypophysaire [5].

Ce système porte est constitué d'afférences artérielles qui donnent un premier réseau de capillaires situé dans l'éminence médiane, dans lesquels les axones des neurones hypothalamiques excrètent leur neurohormones. Ces capillaires sont drainés par la veine porte

hypophysaire qui chemine le long de la tige pituitaire et donne naissance à un deuxième réseau capillaire situé dans l'adénohypophyse.

A ce niveau, les neurohormones sont libérées pour agir sur les cellules endocrines situées dans la *pars distalis* de l'adénohypophyse. Les hormones libérées repassent dans le réseau de capillaires et rejoignent la veine jugulaire interne [5].

Chez les oiseaux, c'est au niveau de l'hypothalamus que les signaux environnementaux sont perçus par les récepteurs sensoriels. Ces signaux sont convertis en sécrétions neuroendocrines qui vont ensuite influencer la morphologie, la physiologie et le comportement. Le système hypothalamo-hypophysaire est ainsi impliqué dans la perception de nombreux signaux environnementaux provenant de l'extérieur, de signaux internes ou d'interactions entre les deux. Par exemple, le changement de la photopériode va directement influencer la sécrétion de GnRH (Gonadotrophine Releasing Hormone) qui joue un rôle direct dans la régulation de la fonction gonadique. À noter que d'autres signaux sont directement intégrés par le système nerveux central ou le système nerveux autonome comme les réponses comportementales aux interactions sociales [5].

Stimulées par la GnRH, les cellules endocrines de la *pars distalis* vont sécréter à leur tour deux glycoprotéines, la LH (hormone lutéinisante) et la FSH (hormone folliculo-stimulante). La LH régule la production des hormones stéroïdes sexuelles au niveau des gonades ainsi que l'ovulation alors que la FSH permet la maturation des follicules ovariens et joue un rôle dans la spermatogénèse. Tout comme chez les mammifères, les hormones stéroïdes sexuelles ont pour précurseur le cholestérol, qui par une cascade de réactions enzymatiques sous le contrôle de la LH donne les androgènes, la progestérone et les œstrogènes. Les androgènes et les œstrogènes exercent alors un rétrocontrôle négatif en inhibant la sécrétion de GnRH au niveau de l'hypothalamus et de LH et FSH au niveau de la *pars distalis* [5].

La progestérone, quant à elle, est responsable d'un rétrocontrôle positif stimulant la sécrétion de GnRH, provoquant par la suite un pic de LH responsable de l'ovulation [14].

Trois isomères différents de la GnRH ont été isolés chez les oiseaux : la cGnRH-I (chicken GnRH) ou GnRH-I, la cGnRH-II ou GnRH-II, et plus récemment la ir-I-GnRH-III (lamprey GnRH). La stimulation lumineuse, *via*

une voie neuro hypothalamique induit une augmentation de la sécrétion de cGnRH-I [16] qui stimule la sécrétion de LH en fonction du taux d'hormones stéroïdes circulantes, du stade de maturation de l'appareil reproducteur et du moment du cycle. Chez les

femelles, le rétrocontrôle positif de la progestérone sur le pic de LH pré-ovulatoire semble être médié par une augmentation de la sécrétion de cGnRH-I. La sécrétion de FSH est moins dépendante de cette sécrétion spécifique [14].

De même la cGnRH-II aurait un effet potentiel sur la sécrétion de LH chez les mâles et les femelles. Cependant, seul le rôle de la cGnRH-I a été démontré et mis en évidence dans le système porte hypophysaire des oiseaux. La cGnRH-II aurait un rôle de neurotransmetteur qui influencerait les comportements sexuels [5].

De même la cGnRH-II aurait un effet potentiel sur la sécrétion de LH chez les mâles et les femelles. Cependant, seul le rôle de la cGnRH-I a été démontré et mis en évidence dans le système porte hypophysaire des oiseaux. La cGnRH-II aurait un rôle de neurotransmetteur qui influencerait les comportements sexuels [5].

Une autre particularité des oiseaux concernent un peptide hypothalamique inhibiteur récemment découvert, capable de réduire la sécrétion de LH : la GnIH (hormone gonadotrope inhibitrice) [15]. Durant la maturation sexuelle, le *ratio* des récepteurs cGnRH-II / GnIH change en faveur des récepteurs à la cGnRH-II et l'activité des neurones hypothalamiques devient alors stimulatrice. A l'inverse après une exposition aux jours courts une augmentation de sécrétion en GnIH est observée, laquelle apparaît comme dépendante de la sécrétion de mélatonine [15].

### 3. Le cycle de la reproduction :

#### ***RÔLE DE LA PHOTOPÉRIODE :***

#### 3.1 Action de la photopériode :

La stimulation photopériodique induit une modification de l'âge de la maturité sexuelle ou de la persistance de ponte mais n'a pas un effet de déclencheur du cycle sexuel [17].

#### 3.2 Perception de la lumière :

Chez les oiseaux, la perception de l'information lumineuse s'exerce à 2 niveaux. Elle agit sur la rétine par ses radiations orange et rouges (620 à 750 nm) et par voie transcrânienne sur des récepteurs essentiellement hypothalamiques. Ces derniers sont sensibles à toutes les longueurs d'onde visibles avec une pénétration maximale à 640 nm (radiations rouge orange). Contrairement aux mammifères, la perception de la lumière est, chez les oiseaux, plus importante par voie transcrânienne que par voie oculaire, voire serait la seule voie impliquée chez certaines espèces (*Gallus gallus* notamment) [14]. La lumière transmise par voie transcrânienne est perçue grâce à un pigment photorécepteur, la rhodopsine, et ceci à la fois par l'hypothalamus lui-même et *via* la glande pinéale [17].

Cependant la pinéalectomie ne semble pas modifier la photosensibilité chez les oiseaux. Le rôle de la mélatonine serait donc, chez ces espèces, loin d'être aussi important et aussi bien démontré que chez les mammifères [17].

Ce sont donc les récepteurs hypothalamiques qui sont directement stimulés par les photons et qui transforment leur énergie en un signal chimique. La stimulation par la lumière de ces photorécepteurs entraîne alors la sécrétion de GnRH dans les heures qui suivent et ceci proportionnellement avec le flux lumineux reçu par unité de surface (en lux).

De même les concentrations plasmatiques en LH et FSH augmentent durant la nuit du premier jour long [16].

### **3.3 Photosensibilité :**

La durée de la photopériode est l'information la plus significative pour le contrôle du cycle sexuel. C'est l'augmentation de cette durée qui constitue le mécanisme déclenchant du développement des gonades, de la mue prénuptiale et du comportement de migration [9].

**CHAPITRE 2**  
***MÉTHODES DE***  
***CONTRÔLE LE***  
***CYCLES DE LA REPR***

## 1. Programme lumineux :

## 1.1 Le programme lumineux en femelles :( tableau 01)

Age (semaine)	Durée d'éclairement (en heures)	Intensité lumineuse	commentaire
1 jour	1L/ou 2L/2L	100 Lux	Démarrage
1 à2	2L/2L ou 4L/4I	100à30L	
2 à 11	14L-10D	30Lux	Phase de Croissance osseuse
12	13L/11D	Augmentation graduelle de 30Lux de 50/60 lux pendant cette période	Phase de conditionnement Des dindes à la photosensibilité
13	12L-12D		
14	11L-13D		
15	10L-14D		
16	9L-15D		
17	8L-16D		
18 à 28/29	6/7L-17/18D	50-60Lux	

L = Lumière / D =Obscurité

[18]

**1.2 Le programme lumineux en ponte femelles :  
(tableau02)**

<b>29/30 semaine</b>		<b>14L/10D</b>	<b>100-120 Lux</b>	<b>photostimulation</b>
<b>31 à 33</b>	<b>0 à 2</b>	<b>14 L /10D</b>	<b>100-120 Lux</b>	
<b>34</b>	<b>3</b>	<b>14(1/2)L/9(1/2)D</b>	<b>100-120Lux</b>	<b>Gestion de la couvaion</b>
<b>35</b>	<b>4</b>	<b>15L/9D</b>	<b>100-120 Lux</b>	<b>Gestion de la couvaion</b>
<b>36 à 38</b>	<b>5à7</b>	<b>15L/9D</b>	<b>100-120 Lux</b>	
<b>39</b>	<b>8</b>	<b>15(1/2)L/8(1/2)D</b>	<b>100-120 Lux</b>	<b>(2<sup>ème</sup> cycle)de couvaion</b>
<b>40 à 44</b>	<b>9 à 13</b>	<b>15(1/2)L/8(1/2)D</b>	<b>100-120Lux</b>	
<b>45</b>	<b>14</b>	<b>16L/8D</b>	<b>100-120 Lux</b>	<b>Arrêts de ponte</b>
<b>46 à 50</b>	<b>15 à 19</b>	<b>16L/18D</b>	<b>100-120 Lux</b>	
<b>51</b>	<b>20</b>	<b>16(1/2)L/7(1/2)D</b>	<b>100-120Lux</b>	<b>Arrêts de ponte</b>
<b>52 à la fin</b>	<b>21 à la fin</b>	<b>16(1/2)L/7(1/2)D</b>	<b>100-120 Lux</b>	

**L = Lumière / D =Obscurité**

**[18]**

**1.3 Programme lumineux en male :(tableau03)**

<b>Age (semaine)</b>	<b>Durée d'éclairement</b>	<b>Intensité lumineuse</b>	<b>Commentaire</b>
<b>1 jour</b>	<b>1L/1L OU 2L/2L</b>	<b>200Lux</b>	<b>Déarrage</b>
<b>1 à 2</b>	<b>2L/2L ou 4L/4L</b>	<b>Réduction 100 à 30 Lux</b>	
<b>2 à 11</b>	<b>14L – 10D</b>	<b>30Lux</b>	<b>Phase de croissance osseuse</b>
<b>12</b>	<b>13L – 11D</b>	<b>Diminution à 20- 25Lux pendant cette période</b>	<b>Phase de conditionnement des dindons à la photosensibilité</b>
<b>13</b>	<b>12L – 12D</b>		
<b>14 à 23</b>	<b>10L-14D</b>	<b>25 Lux</b>	
<b>23 à 29</b>	<b>14L-10D</b>		<b>Photostimulation</b>

**L = Lumière / D =Obscurité**

[18]

**1.4 Programme lumineux en ponté male : (tableau 04)**

Age	Semaine ponté	Durée en Heur	Intensité
29-31 semaine		13(1/2)L10(1/2)D	30Lux
31-34	0 à 3	14L/10D	30Lux
35-38	4 à 7	14L/10D	35Lux
39-42	8 à 11	14(1/2)L/9(1/2)D	35Lux
43-46	12 à 15	14(1/2)L/9(1/2)D	40Lux
47-50	16 à 19	15L/9D	40Lux
51-54	20 à 23	15L/9D	45Lux
55 à 58	24 à 27	15(1/2)L/8(1/2)D	45Lux
59 à +	28 à +	16L/8D	50Lux

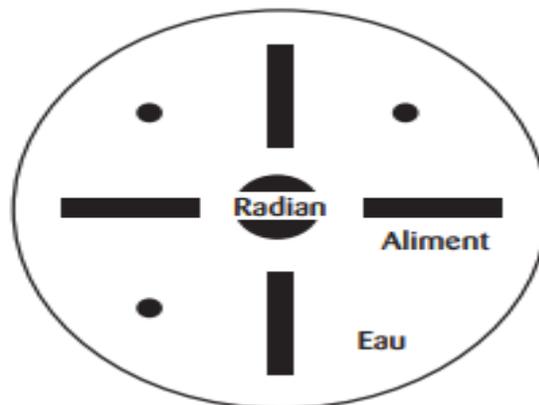
**L = Lumière / D =Obscurité**

[18]

## 2. Les phases d'élevage :

### 2.1 LE DÉMARRAGE :

À l'éclosion, le dindonneau doit satisfaire ses besoins vitaux pour survivre et devenir un animal de rente. Ces besoins de base sont : de l'air frais, de l'eau propre, une alimentation adaptée, une bonne litière et de la chaleur. Pour augmenter ses chances de survie, le dindonneau sera confiné quelques jours à un endroit où l'eau, l'aliment et la chaleur correspondent à ses besoins. Ceci est obtenu par l'utilisation de cercle de démarrage ci-après [19].



**(Figure 04) : Installation du cercle de démarrage**

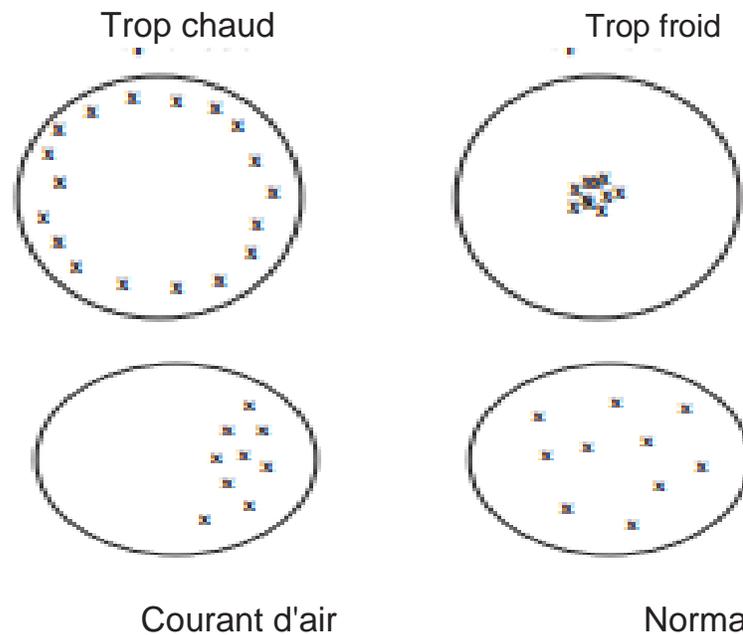
La taille du cercle varie en fonction du bâtiment, du type de radian, de l'expérience, des choix de l'équipe technique et de la période de l'année. En général, les cercles mesurent de 3,7 à 4,6 m de diamètre et sont faits de grillage fin d'une hauteur de 45 à 60 cm. Si la température risque de chuter au-dessous de 21 °C ou si la poussinière subit des courants d'air, utilisez des gardes en carton plein [19].

L'air frais est vital pour la survie du dindonneau et pour ses performances ultérieures ; il ne doit pas être vicié ou sentir l'ammoniac.

Le flux entrant ne doit pas créer de courants d'air. Et la ventilation doit être programmée pour fonctionner de 1,5 à 2 minutes toutes les 10 minutes.

Le programme de température suggéré est inséré dans ce chapitre. Aliment et eau propre doivent être fournis à discrétion. Pour chaque chauffage, installez au minimum 4 mini-abreuvoirs, 4 mangeoires et 4 points d'alimentation au sol (alvéoles d'œufs neuves). Du fait de la grande valeur des sujets, ne placez pas plus de 250 à 350 dindonneaux par radian. Nivelez la litière dans les cercles et réglez la hauteur des abreuvoirs sur celle des épaules du dindonneau. Retirez la litière croûtée tous les jours. Lorsque les dindonneaux sont libérés des cercles, déplacez les abreuvoirs tous les jours et refaites la litière sous les points d'abreuvement et d'alimentation : une mauvaise litière entraîne des lésions de la voûte plantaire pouvant engendrer des problèmes d'aplomb ultérieurement. La chaleur provient des radians, veillez à leur bon fonctionnement : en général, recherchez une température de 38 à 40 °C à l'aplomb du chauffage et de 26 à 28 °C sur le côté des gardes le premier jour. Une fois les dindonneaux mis en place dans le bâtiment,

Laissez-leur une heure d'adaptation pour s'acclimater à leur nouvel environnement. Les opérations de déchargement doivent se faire dans le plus grand silence. Une heure après l'arrivée, procédez aux ajustements de la ventilation, du chauffage, des abreuvoirs et des mangeoires. Observez méticuleusement le comportement des jeunes oiseaux qui vous indiqueront les réglages à faire [19].



(Figure 05) : Exemple de comportement des dindonneaux

[19]

En plus de l'aspect visuel, il est important d'écouter les dindonneaux. Un piaillage excessif indique un problème de température voire un manque d'eau ou d'aliment. Évitez de leur faire subir de brusques changements de température ou d'environnement [19].

Certains lots de dindonneaux sont épointés au couvoir. Dans le cas contraire, l'épointage sera effectué au 6e ou 7e jour, lors du relâchage hors des cercles. Évitez de réaliser l'intervention au moment d'une vaccination ou d'un autre stress. La section doit être droite et intervient seulement sur la mandibule supérieure. L'ajout d'iode dans l'eau de boisson durant 2 jours aide à la cicatrisation (vérifiez la réglementation en usage dans votre pays). Il est parfois nécessaire de réaliser l'opération une seconde fois [19].

## **2.2 LA CROISSANCE :**

Les dindes en croissance devraient être contrôlées régulièrement. Si le temps change ou si le lot rencontre un problème, les contrôles doivent être intensifiés. Effectuez les vérifications de routine suivantes pendant chaque visite de bande [20].

- Vérifiez les abreuvoirs : ils doivent être nettoyés et aseptisés au moins une fois par jour. Après 3 semaines d'âge, ajustez les abreuvoirs en maintenant le rebord au même niveau ou légèrement au-dessus du dos des dindes. Le niveau d'eau doit être suffisant pour permettre aux sujets de boire suffisamment sans renverser.
- Vérifiez les nourrisseurs. Enlevez l'aliment moisi et/ou compacté. Ajustez les assiettes en maintenant le rebord au même niveau que le dos des oiseaux. Le niveau de l'aliment dans les assiettes doit être suffisant pour permettre aux sujets de s'alimenter sans gaspiller.
- Périodiquement, des autopsies doivent être pratiquées et la mortalité examinée (voir le chapitre « Autopsie » dans ce manuel). Établissez un enregistrement de la mortalité. En règle générale, quand la mortalité atteint un taux journalier de 0,25 %, il est important de réagir.
- Triez et éliminez les sujets en mauvaise santé.
- Gérez minutieusement la ventilation. Réglez les ventilateurs ou les rideaux pour maintenir une bonne qualité d'air, en tenant la poussière et l'ammoniac à un niveau minimal.
- Retirez la litière durcie et croûtée à l'aide d'une fourche. La litière humide devra être enlevée et remplacée par de la litière sèche. Entre 5 et 8 semaines d'âge, passez au type d'équipement pour dinde adulte. Il

est recommandé d'opérer ce changement graduellement sur une période de 3 jours, en remplaçant un tiers de l'équipement chaque jour. Respectez les normes du fabricant pour le ratio dindes/abreuvoir ou mangeoire ; la plupart des équipementiers recommandent un point d'alimentation pour 80 sujets et un point d'abreuvement pour 100 sujets. Au cours de leur croissance, donnez-leur suffisamment d'espace. Soyez à l'affût des problèmes éventuels : mortalité inhabituelle, hétérogénéité du lot, baisse d'activité, paillements excessifs [20].

Tout changement brutal de la consommation d'eau ou de l'aliment, un mauvais emplumement, des problèmes respiratoires ou des problèmes de mobilité peuvent être les signes d'un problème de management, d'alimentation ou d'une pathologie sous-jacente. La présence de ces signes doit être prise au sérieux : trouvez-en la cause et apportez les corrections immédiatement [20].

Pour préparer le lot à la reproduction, le poids vif doit être contrôlé. Les pesées commencent au plus tard à 6 semaines d'âge. Les sujets devraient être pesés sur une base hebdomadaire pour se conformer aux objectifs de poids. Si le lot est en dessous de la courbe de poids (voir les standards), il sera nécessaire d'ajuster les niveaux de protéines et de garder le lot plus longtemps sur un régime croissance jusqu'à rattrapage. Si la bande est au-dessus de la courbe de poids, il faut anticiper le passage au régime suivant [20].

### **2.2.1 Tri et sélection :**

Le but du tri est de choisir et de conserver les candidats à la reproduction sur leur aspect physique et sur leur état de santé. Si le lot a été correctement conduit jusqu'à ce stade, la plupart des sujets feront partie de cette catégorie. Un bon tri implique de passer en marchant au sein du lot puis de marquer et ramasser les sujets présentant des défauts évidents : problèmes respiratoires graves, gros jabots, tenue sur patte, inflammation des voûtes plantaires, etc. Le mâle étant croisé à plusieurs femelles, il influence davantage sa progéniture sur les caractères génétiques liés au poids ; pour cette raison, les mâles sont sélectionnés

Plus sévèrement. Nous recommandons la procédure de tri suivante.

. 1. Faire marcher les sujets : le but de cette opération est de repérer les individus présentant des anomalies. Poussez le lot au fond du bâtiment et érigez des panneaux comme le montre la figure 1. Quand les dindons passent par la sortie du parc, retirez les sujets présentant des troubles locomoteurs, des anomalies morphologiques, des doigts crochus, des problèmes respiratoires, des ampoules de bréchet, des gros jabots ou tout autre problème. Comptez les sujets triés pour déterminer le nombre de sujets restant à sélectionner sur le poids.

2. La sélection pondérale : pour sélectionner les mâles sur leur poids, poussez le lot au fond du bâtiment et installez des panneaux comme le montre la figure 2. Calculez le nombre de sujets à garder, majoré de 6 %. Échantillonner 100 sujets dans les candidats au tri à l'aide des feuilles de pesées proposées en annexe. Calculez le pourcentage de sujets à conserver et le poids limite auquel sélectionner les mâles. Le pourcentage de sujets à garder est le nombre de sujets à trier divisé

par le nombre de candidats restant après le pré-tri, multiplié par 100.

Nombre de sujet à trier x 100/ Nombre de candidats restant au pré-tri =  
% de sujets à garder

Depuis le bas de la feuille de pesée, comptez les cases cochées en remontant jusqu'à ce que le nombre soit égal au pourcentage de sujets à garder.

Le poids de la colonne de gauche est la limite de poids à laquelle les mâles sont conservés. Les sujets de poids égal ou supérieur et ne présentant pas de défauts seront gardés.

Le tri est un moment important dans la carrière des reproducteurs.

Les informations collectées sur le poids et les conditions d'élevage sont importantes pour déterminer la meilleure stratégie à adopter pour améliorer les conditions d'élevage des futurs reproducteurs [20]

### **2.2.2 Le management des femelles :**

*Préparation des femelles à la ponte* Pour produire un œuf de qualité et atteindre son potentiel génétique, une dinde reproductrice doit être :

- physiologiquement préparée à la production d'œufs.
- en pleine forme physique.
- En bonne santé

L'utilisation de bâtiments obscurs sans fenêtres prime en élevage de futures reproductrices dindes. Du fait de la sensibilité des dindes à la lumière au sortir de leur mue juvénile, il est important de maintenir les jeunes femelles en jours courts. Il est admis que 10 semaines de jours courts au minimum permettent de réaliser les meilleures performances techniques de ponte.

Les meilleurs résultats sont obtenus avec un éclairage de 6 heures durant la phase obscure. Durant l'extinction, aucune lumière parasite

ne doit pénétrer dans le bâtiment. Un passage trop tardif en jour court ou l'entrée de lumière parasite engendrent une hétérogénéité lors de l'entrée en production et un mauvais pic de production.

L'état de santé de la dinde est la clé de voûte du succès en ponte. La litière et la ventilation ont un fort impact sur la santé du lot. Les litières croûtées ou humides, la poussière et l'ammoniac ont un effet dévastateur sur la santé des dindes. Ces facteurs doivent être gérés constamment pour produire un cheptel sain.

Pour que les femelles entrent en ponte avec une bonne préparation physiologique, le contrôle de poids est important (se reporter aux standards). Commencer les pesées individuelles sur 50 sujets par semaine à partir de 6 semaines d'âge. Si le lot dépasse l'objectif poids de plus de 5 %, il faut introduire la gamme alimentaire suivante la moins riche en protéines. Si le lot se situe 5 % en dessous de l'objectif, il faudra maintenir une gamme alimentaire plus riche en protéines [20].

### **Remarques sur les futures reproductrices alimentées en bâtiment obscur**

Si les dindes prennent trop de poids par rapport à l'objectif, l'utilisation d'avoine entière (8 à 10 % de protéines brutes) peut aider à contrôler la prise de poids. Nous l'avons utilisée sur des lots pour freiner la croissance des lignées femelles Aviagen turkeys. Par précaution, un complément vitaminique doit être administré via l'eau de boisson 2 à 3 jours par semaine. Il est souhaitable de fournir du grit (graviers) à discrétion durant 2 semaines. Il est avant tout destiné à développer la musculature du gésier pour permettre aux oiseaux de digérer les graines. Remplir chaque semaine un point de distribution de grit pour 500 sujets sur toute la période pendant laquelle les animaux

reçoivent cette céréale. Les lots soumis à ce régime deviennent souvent sales et gaspillent de l'eau : il peut être nécessaire de limiter l'accès aux abreuvoirs à 45-60 minutes le matin et 30 minutes avant l'extinction des lumières. Le rationnement en eau doit être reconsidéré durant la période estivale.

1. Si les femelles sont en dessous de l'objectif de poids et ne rejoignent pas la courbe standard, elles doivent recevoir un aliment plus riche jusqu'au retour à la normale.
2. Si les femelles dépassent l'objectif, il ne faut pas chercher à rejoindre l'objectif.  
Il faudra conserver une croissance parallèle à la courbe.
3. Il n'est nécessaire d'utiliser un aliment de préparation à la ponte que si les poids vifs voisinent le standard. L'aliment ponte peut être distribué après la stimulation lumineuse.
4. La technique du « skip a Day » appliquée une fois par semaine n'a généralement pas d'effet sur la croissance du lot. Étendue à 2 jours par semaine ou plus, elle peut conduire à un ralentissement de la croissance désirée. Dans les pays sujets à l'histomonose, cette technique est déconseillée.
5. Une attention particulière doit être portée à l'apparition de troubles intestinaux (vers et parasites). Des désordres entériques peuvent affecter la capacité à assimiler les nutriments.
6. Le rationnement ne doit pas intervenir après 20 semaines d'âge. Nos études ont démontré l'importance d'une forte prise de poids entre 20 et 30 semaines d'âge [20].

Nous insistons sur l'importance de peser 50 sujets par semaine et par bâtiment et d'observer les animaux pour adapter leur alimentation et leur management.

Un rationnement excessif peut déboucher sur une large hétérogénéité et entraîner une mauvaise productivité chez les sujets trop légers.

Les informations présentées ici ne sont pas une garantie de succès. Comme chacun le sait dans l'industrie, le succès en élevage est parfois difficile à atteindre et les garanties n'existent pas. Nous pensons cependant que le contrôle du poids améliore le potentiel de la femelle reproductrice et offre des opportunités de réussite [20].

## ***2.3 .Phase de ponte :***

### ***2.3.1 Management des femelles en ponte :***

Le but de chaque multiplicateur est d'obtenir une forte production d'œufs. Les maladies, la nutrition, le climat et le management influence très fortement la ponte [21].

#### **2.3.1.1 Pic de ponte :**

Le pic de ponte dépendant du management en poussinière, de la croissance et de la phase de conditionnement en jours court. Nos recommandations ont été passées en revue aux chapitres « croissance ». Il est recommandé de transférer et d'éclairer les femelles au même moment pour leur permettre de se familiariser avec leur nouvel environnement. Le bâtiment doit être prêt à l'arrivée des dindes :

Nids installés, panneaux et barrières posés, abreuvoirs et mangeoires en état de marche.

Si le bâtiment est équipé de pondeurs automatiques, les nids doivent être garnis de paille ou de copeaux. Sept jours après la stimulation lumineuse, les nids seront ouverts et les trappes bloquées en position ouverte. Les sept jours suivants, rien ne doit venir déranger les dindes d'accéder aux nids. A ce stade de la production, les œufs doivent être ramassés manuellement. Quand la production atteint 25%, le ramassage automatique doit être actionné graduellement. Vers le 10<sup>e</sup> jour de production, les trappes doivent être rabattues, à raison de quelques-unes par jour. Après 14 jours, toutes les trappes seront opérationnelles.

Il est plus facile d'habituer les dindes aux pondeurs manuels qu'aux

pondeurs automatiques. Comme dans le cas précédent, les pondeurs

Manuels doivent être garnis de litière avant l'arrivée des animaux. Rien ne doit venir décourager l'accès aux nids. Environ 5 à 7 jours après l'entrés en ponte, un quart des trappes doit être rabattu quotidiennement.

La ponte au sol à un grand impact économique et sanitaire. Pour cette raison, il est important d'encourager les dindes à adopté les nids des ponte : le ratio optimal est de 1 nid pour 5 dindes. Un nombre de femelles par nid trop important provoque un « ruche » durant les heures de ponte. Les femelles dominées sont tenues à l'écart par les dominantes : le risque de ponte au sol est accru et le pic de ponte est plus étalé dans la journée.

L'utilisation d'une litière de nid différente de celle du sol rend les pondeurs plus attractifs et incite les dindes à accéder au nid.

Avec certains lots, il peut être nécessaire de ramasser et de placer dans les nids les femelles nichant le long des murs ou dans les coins. Il sera aussi nécessaire de placer des panneaux dans les angles morts et de rajouter de l'éclairage dans les endroits sombres pour ne pas inciter les dindes à y pondre. Les ramassages fréquents et la dispersion des regroupements de dindes au sol font partie des méthodes de prévention.

La fourniture d'eau et d'aliment ainsi qu'une densité d'animaux au sol adéquate sont des facteurs important pour l'obtention de bons résultats en ponte [21].

### **2.3.1.2 Persistance de ponte :**

Parmi les facteurs qui influencent la productivité, la persistance de production est un point important. Cette persistance est fortement

influencée par le contrôle des couveuses, la présence des œufs au sol la fréquence des ramassages et la synchronisation de l'ouverture et de la fermeture des nids. La présence des œufs au sol peut être réduite par un accès aux nids aisé, en entraînant les dindes à la ponte dans les nids, qui seront suffisamment grands, en ramassant les œufs au sol après chaque éjection des pondoirs, en évitant tous les regroupements de dindes au sol et en ramassant les femelles pondant par terre.

Nous suggérons une fréquence de ramassage toutes les 45 à 60 minutes. Pendant la pointe d'accès aux nids, cette fréquence peut être portée à 30 à 45 minutes pour éviter un encombrement des nids Si la production d'œufs est plus lente, un rythme de 45 à 60 minutes peut suffire.

Concernant la synchronisation de l'ouverture et de la fermeture des nids, nous conseillons :

- leur ouverture au moins 4 heures après l'allumage ;
- leur fermeture jusqu'à 2 heures avant l'extinction.

Si un pourcentage élevé d'œufs est pondu la nuit, si la ponte est étalée dans le temps ou si la présence au nid est massive le soir à la fermeture. Le programme d'ouverture et de fermeture des trappes doit être modifié

Un enregistrement précis des performances (incluant les catégories d'œufs déclassés), l'observation fine du comportement de la bande et une rapidité de réaction à l'apparition des problèmes améliorent les résultats [21].

### 2.3.1.3 Contrôle des couveuses :

Dans la nature, la dinde sauvage pond une série de 10 à 15 œufs son instinct la pousse alors à couvrir ses œufs jusqu'à l'éclosion. La dinde est domestiquée depuis une période relativement courte, aussi, il est normal pour ses descendantes de type industriel de vouloir incuber leur œufs. Ce désir, connu sous le nom de couvaision, est provoqué par une augmentation du taux d'une hormone graduellement pendant les 4 à 5 jours ponte. Pour un multiplicateur, une dinde couveuse représente une perte de revenu. La couvaision doit être maintenue possible pour réaliser des profits. Il est important d'en identifier les symptômes. Les dindes qui entament ce processus présentent le comportement suivant :

- ✓ elles deviennent plus difficiles à sortir des nids ;
- ✓ la ponte se décale en fin de journée ;
- ✓ le nombre de femelles présentes sur les nids à la tombée du jour augmente ;
- ✓ la production commence à décliner ;
- ✓ la consommation d'alimentation diminue et la bande devient moins active.

Dès l'apparition d'un seul de ces symptômes, il faut identifier et isoler ces sujets pour leur appliquer le programme de découvaision. Sous climat chaud, nous recommandons de commencer à rechercher les couveuses potentielles à partir du 10<sup>e</sup> jour après le début de la production. Durant les mois d'hiver, le climat étant plus doux processus s'engage moins rapidement, mais nous recommandons de rechercher les couveuses à partir du 14<sup>e</sup> jour après l'entrée en production. Si accidentellement un lot a enclenché une activité sexuelle avant transfert, il faut identifier les femelles qui « s'écrasent » dans la

poussinière : elles entreront en production prématurément et devront être traitées plus tôt.

Un aspect important du contrôle des couveuses est l'identification et l'élimination des facteurs incitant à la couvaison. Nous en avons listé quelques-uns, avec des réponses aidant à en réduire l'effet :

Facteurs encourageant la couvaison	Reponse en vue d'améliorer la production
1. Présence d'œufs au nid sur une longue période	1. Ramassage des œufs fréquents-au moins toutes les 45 à 60 minutes
2. Femelles pondant ou nichant au sol	<p>2a. Habituer les dindes aux nids dès leur arrivée dans le bâtiment Ramasser toutes les dindes nichant au sol et les placer dans les nids</p> <p>2b. Des dindes peuvent avoir des difficultés à accéder aux nids ou manquer d'espace : améliorer les rampes d'accès et augmenter le nombre de pondoirs (un ratio de 5 dindes par nid est recommandé)</p> <p>2c. Barrer les coins et ajouter plus de lumière dans les secteurs sombres</p> <p>2d. Circuler dans les parcs et déplacer les dindes au sol, ramasser les œufs pondus par terre</p> <p>2e. Changer de côté ou de parc les pondeuses au sol ou les placer dans les parcs de découaison</p>
3. Fort taux de Ponte au sol nocturne	<p>3a. Appliquer les points 1a, 2a et 26. Ouvrir les nids plus tôt ou les fermer plus tard</p> <p>3b. Vérifier les entrées de lumière parasite provenant de l'extérieur ou des parcs voisins (males ou couveuses)</p>

**(Tableau 05)** : Facteurs encourageant la couvaison et la Réponse en vue d'améliorer la production [21].

### **2.3.1.4 Repérage des dindes couveuses :**

Il existe de nombreuses manières d'identifier les dindes couveuses : la méthode des couleurs est applicable à la plupart des Systèmes et, pour les équipes inexpérimentées, réduit les risques d'en oublier. Pour utiliser cette technique, diluez un colorant alimentaire dans un pulvérisateur de jardin en plastique. Ne diluez pas trop la solution, qui doit rester visible sur le plumage dans le temps.

Après la première collecte, laissez 20 minutes aux dindes pour revenir au nid. Commencez alors à colorer les sujets. Nous recommandons une couleur différente chaque jour. Après le dernier ramassage de la journée, attendez 20 minutes pour permettre aux dindes de retourner dans les pondoirs. Les sujets portant la couleur du jour doivent être retirés et orientés vers les parcs de découaison. Différents programmes sont utilisés dans notre industrie. L'équipe appliquant un programme de découaison doit s'y attacher au jour le jour. Beaucoup d'éleveurs utilisent un programme de découaison sur 3 jours. Veillez à pourvoir un espace suffisant dans les parcs et à éviter le surpeuplement [21].

#### **A- Programme couveuses sur 3 jours :**

**Le premier jour :** une fois les dindes retirées hors des nids, placez dans le premier parc de découaison, L'environnement de cet enclos devra être différent de celui de la partie ponte (litière ou sol différent). Assurez-vous que les dindes ont nourriture et eau à volonté ainsi qu'une bonne ventilation. Ne privez jamais ces femelles de leurs

Besoins de base au risque de les voir arrêter de pondre

complètement. Maintenez les dindes dans ces parcs de découaison durant 24 heures avant de les transférer dans le deuxième parc de découaison.

Visitez les parcs après chaque collecte d'œufs pour garder les sujets en mouvement. Les dindes qui s'écrasent (présentant une activité sexuelle) doivent retourner dans l'espace de ponte.

**Le deuxième jour :** déplacez les dindes du premier parc de découaison au deuxième, après le dernier ramassage de la journée. La litière doit être différente de celle du premier parc (sciure ou sable). Assurez-vous que les dindes y ont assez de nourriture et d'eau ainsi qu'une bonne ventilation. Maintenez les femelles dans ce parc 24 heures avant de les transférer dans le troisième parc. Visiter les parcs après chaque collecte d'œufs pour garder les sujets en activité. Les dindes qui s'écrasent doivent retourner dans l'espace de ponte.

**Le troisième jour :** poussez les dindes du deuxième parc vers le troisième en fin de journée. La litière devra être différente de celle du second parc (copeaux). Assurez-vous que les dindes y ont assez de nourriture et d'eau ainsi qu'une bonne ventilation. Maintenez les femelles dans ce parc 24 heures avant de les relâcher dans la partie ponte. Visitez le parc après chaque ramassage d'œufs pour garder les sujets en activité. Les dindes qui s'écrasent doivent retourner dans l'espace de ponte.

Après avoir enlevé toutes les femelles en chaleur (sujet s'écrasant), il peut être utile de vérifier l'efficacité du traitement en contrôlant tous les sujets passés par le système de découaison. La meilleure méthode consiste à évaginer les femelles comme à

l'insémination et à observer l'oviducte, qui doit être humide et lâche. Une autre méthode consiste à mesurer la distance entre les os pelviens. Si leur écartement permet d'y placer trois doigts, la reproductrice est prête à retourner dans la partie ponte. Si la dinde est difficile à « détourner », elle doit recommencer un cycle de découaison et repasser dans le parc 1. 2 puis 3 [21].

### **B- Options du contrôle des couveuses**

**a. Permutation des côtés :** si les pondoirs sont places au centre du bâtiment, la commutation des deux côtés est envisageable. Tous les Sujets d'un côté passent de l'autre cote du bâtiment cette méthode a été très utilisée dans le passé, et reste toujours un moyen efficace quand e troupeau atteint un point critique en matière d'adhérence aux nids et de baisse de production. La permutation est utilisée en complément des méthodes de contrôle classiques et ne doit pas remplacer l'effort quotidien de découaison décrit précédemment

**b. phase lumineuse :** une autre option, appelée phase lumineuse ou « flash », consiste en une augmentation de la photopériode de 4 heures en une nuit. L'usage de cette technique est complémentaire du programme de contrôle de découaison régulier et peut être utilisé le Jour de l'insémination. Par exemple, si vous insémez un lundi matin si les lumières s'allument normalement à 4 heures du matin, l'horloge sera réglée pour que les lumières s'allument à minuit. Introduire ponctuellement une augmentation d'éclairage est utile sur deux aspects : elle aide à garder la production à un bon niveau et elle recale les pontes tardives vers le matin. Le flash doit être utilisé conjointement au contrôle de découaison classique. Ne pas oublier de remettre les pendules à l'heure le lendemain...

**c. Lumière en parcs de couveuses** : dans cette option, les dindes détenues en parc de découaison sont exposées à 24 heures de lumière. Il ne faut pas éclairer les dindes plus d'une journée.

L'exposition à long terme à la lumière constante peut causer des problèmes sérieux.

Une couveuse ne se trouve pas seulement au nid, mais souvent sur la litière.

Le meilleur remède est la prévention de la ponte au sol. Dès le transfert, commencez à habituer les femelles aux nids. Utilisez une litière de nid différente de celle du sol, bloquez les trappes en position ouverte. Marchez dans le bâtiment et déplacez vers les nids les femelles nichant à terre. Une fois la ponte commencée, ramassez souvent les œufs au sol et évitez les rassemblements de dinde le long des murs et dans les coins. Évitez de garder des secteurs sombres. Si une grande quantité de pondeuses est trouvée au sol, identifiez-les en pulvérisant du colorant ; l'équipe d'insémination sera chargée de les retirer et de les changer de côté.

Les éjections et les ramassages d'œufs fréquents réduisent les opportunités de couaison. Les œufs doivent être collectés toutes les 45 à 60 minutes pour empêcher les dindes de séjourner sur le nid trop longtemps. Lors des ramassages, les femelles doivent être poussées loin hors des nids pour dissuader les couveuses potentielles d'y revenir immédiatement, tout en donnant à leurs comparses l'occasion d'occuper les lieux pour y pondre. Le ramasseur d'œufs est au premier plan du contrôle de la découaison. C'est à lui d'identifier les femelles suspectes et de prendre les mesures appropriées.

La tendance est plus sévère sous climat chaud. Ainsi, un

programme de découverte donnant de bons résultats dans un secteur donné ne s'avérera pas forcément efficace dans un autre endroit. Préparation et anticipation font la différence et améliorent les résultats. Aucun système n'est universel et la règle « essai-réussite » est le seul moyen d'affiner son propre programme. Chaque troupeau est différent et

Les modes de production varient. C'est à l'équipe en place d'affiner le programme le plus adapté à sa situation. Aviagen Turkeys est au service de sa clientèle pour aider à la mise en place d'un programme fonctionnant au mieux et aidant à optimiser les coûts de production [21]

### **2.3.2 LE MANAGEMENT DU MALE :**

Le male reproducteur Aviagen turkeys possède un très potentiel de croissance. Il est capable d'atteindre un poids de 23 kg Ce type de croissance est très intéressant pour sa progéniture, mais doit être contrôlé pour maximiser son efficacité en tant que reproducteur. La courbe de poids suggérée est utilisée depuis plusieurs années. Elle est fondée sur notre expérience et celle de nos clients. Élever des dindons destinés à la production de sperme commence au premier jour. Il est important de réaliser un bon démarrage en début de vie De 5 à 16-18 semaines, l'objectif est de permettre au mâle de développer sa structure osseuse et sa musculature pour préparer développement sexuel. Des males trop légers seront retardés dans leurs maturités. Des males trop lourds seront exposés à des problèmes locomoteurs qui compromettront leur carrière. Les dindons trop lourds atteignent trop vite leur poids génétique, et gaspillent leur potentiel de prise de poids en fin de vie. Au cours de la période de croissance, le développement

des organes reproducteurs est peu marquée. Pendant la période de 0 à 14 semaines, les cellules de Sertoli se développent.

Chez le mâle adulte, ces dernières sont chargées de nourrir les futurs spermatozoïdes (spermatides issus des spermatoblastes), qui se développent en migrant le long de la paroi de ces cellules nourricières. Plus le nombre de cellules de Sertoli est important dans le testicule plus le volume et la qualité du sperme sont bons. Tout stress ou ralentissement de la croissance durant cette phase réduit le nombre de cellules de Sertoli formées et compromet les performances ultérieures des mâles reproducteurs [22].

Pesez toutes les semaines un échantillon de 25 mâles et adaptez la prise de poids en réduisant ou en augmentant les taux de protéines de l'aliment. Par exemple, si les mâles sont trop légers, ils doivent rester au même niveau de protéines jusqu'à rattrapage de la courbe de croissance : s'ils sont trop lourds, optez pour la gamme suivante à niveau de protéines plus faible, même si le programme alimentaire théorique préconise un découpage différent.

Le développement survient entre 16 et 32 semaines. Il dépend du développement du plan d'éclairage et du gain de poids. Cette période est caractérisée par un développement rapide des organes reproducteurs et l'initiation de la production de sperme. Il est important que les mâles prennent du poids constamment. Un gain hebdomadaire de 450 grammes permet à l'animal de trouver les ressources nécessaires à son développement testiculaire. La maîtrise de la prise de poids pendant cette période peut être obtenue rationnellement qualitatif ou par le rationnement quantitatif. Quelle que soit la méthode utilisée, il est d'usage d'identifier au moins 25 mâles témoins dans le lot, qui

seront pesés chaque semaine.

En rationnement qualitatif, le contrôle de poids est obtenu en nourrissant les mâles avec un aliment à faible teneur en protéines (10 % de protéines brutes) au moment où ils sont au-dessus de la courbe de poids, ou avec un aliment à plus haute teneur protéique (14 % de protéines brutes) s'ils sont au-dessous de l'objectif.

Le rationnement quantitatif fait appel à un aliment à 14 % de protéines. Si les mâles sont trop légers, ils peuvent être temporairement nourris ad libitum. En général, La plupart des lots reçoivent quotidiennement une ration de 500 à 650 grammes durant la phase du développement sexuel Il est important de vérifier que les futurs reproducteurs reçoivent suffisamment de vitamines, minéraux et nutriments essentiels dans leur ration.

Après 33 semaines, la plupart des dindons sont sexuellement matures. Les mâles ont seulement besoin d'assurer une légère prise de poids pour maintenir leur appareil génital en activité. Pendant cette période, le croit hebdomadaire peut être réduit graduellement autour de 100 grammes.

Nous avons listé ci-après quelques points destinés à optimiser les performances du mâle Aviagen turkeys durant la phase de développement sexuel de 16 à 32 semaines [22] .

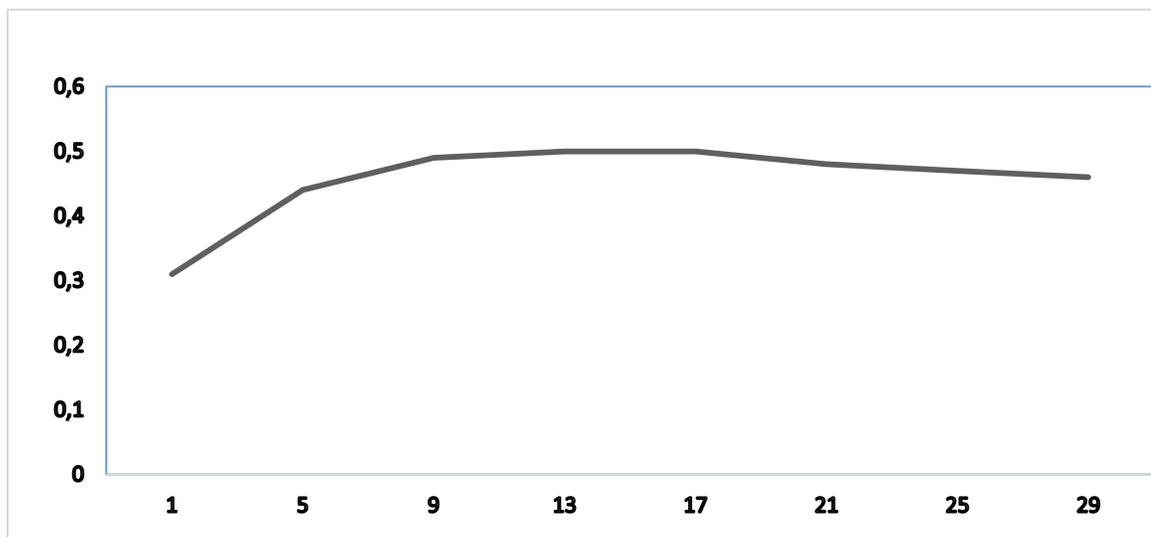
20 semaines	Plusieurs males présentent un développement de la caroncule, du fanon, font la roue et chantent Quelques sujets présentent un petit phallus visible au massage
24 semaines	Une majorité des males parade et chante. Les caroncules et les fanons sont bien développés. Plusieurs sujets présentent un phallus et quelques sujets produisent déjà de petites quantités de semence. Le phallus doit être de couleur rose à rose sombre.
28 semaines	Une majorité des mâles doit être en production. Les quelques individus non donneurs présentent un phallus rose rouge et vont bientôt entrer en production

*(Tableau 06) : les performances du mâle Aviagen turkeys durant la phase de développement sexuel de 20 à 28 semaines [22].*

- ✓ Le male Aviagen turkeys doit peser entre 22,7 et 24 kg à l'entrée en production. En dessous de 22 kg, il ne produira pas correctement. A plus de 25 kg, il est trop lourd, sa capacité de reproducteur diminuera avec le temps.
- ✓ Un dindon reproducteur doit prendre du poids tout au long de sa vie. Une perte de poids en période de croissance sexuelle retarde sa maturité ou entraîne une mue sur les individus en production.
- ✓ Si le lot est en surpoids en période de croissance, ne tentez pas de lui faire perdre du poids maintenez une croissance parallèle à la courbe.
- ✓ Durant la période de 38 à 48 semaines, des lots entament un processus de mue partielle. La repousse des plumes requiert une

quantité importante d'énergie et de protéines. Si le gain de croissance hebdomadaire est insuffisant ou baisse durant ce stade critique, les males ne disposeront plus des ressources nécessaires pour maintenir leur appareil reproducteur en fonction. La prise de poids en période de mue doit être de 230 à 320 grammes par semaine.

### Production de semence :



(Figure 06) : Semence de production [22].

Les semaines de production de sperme ne correspondent pas aux semaines de ponte Males prélevés une fois par semaine. Lot par lot année par année, des variations surviennent. Ce document n'est pas une garantie de performance [22].

Si le lot ne prend pas de poids, les points suivants sont à vérifier.

- ✓ Désordres intestinaux : vers, problèmes de diarrhées et d'entérites

- ✓ Aliment : il doit fournir tous les nutriments dont le mâle a besoin pour sa croissance. L'accès aux mangeoires doit être facile. Il doit y avoir suffisamment de « place a table » car les males sont en constante compétition.
- ✓ Eau : les lots ayant un accès limités aux abreuvoirs trop petits, en nombre insuffisant ou mal réglés) ne mangent pas convenablement.
- ✓ Courants d'air : les males sujets aux courants d'air ou placés à l'entrée des ventilateurs ne se développent pas normalement
- ✓ Lumière : occasionnellement, une réduction du gain de poids peut provenir d'un mauvais fonctionnement des horloges. Il est important de vérifier au luxmètre la concordance des intensités lumineuses entre poussinière et bâtiment de production et la concordance entre lumière incandescente et fluorescente.
- ✓ Mobilité du mâle : un dindon aux voûtes plantaires endommagées ou en condition de surdensité ne peut pas rivaliser et se nourrir convenablement

Avant chaque pesée, étalonnez la balance. En plus du gain de poids. L'uniformité du troupeau est aussi importante. Les lots à bonne uniformité pondérale entrent groupés en production et produisent une meilleure qualité de semence. L'homogénéité est donnée par le coefficient de variation ou CV. Le CV est l'écart type divisé par le poids moyen du troupeau multiplié par 100. Un CV de 6,5 à 7,5 est considéré comme normal Un CV au-dessus de 9 reflète un problème. Si le CV est élevé, vérifiez les points suivants.

- La ventilation la poussière endommage le système respiratoire du dindon et affecte ses performances futures.

Assurez-vous que les ventilateurs et les brasseurs d'air sont propres et fonctionnent convenablement et que les entrées d'air sont réglées correctement. La brumisation peut permettre de réduire la poussière.

- ❖ **les litières** : humides peuvent générer des pododermites qui affectent la tenue sur pattes quand le male prend du poids. Si les litières sont mouillées, il est nécessaire d'ajuster la ventilation, pour évacuer l'humidité, et d'effectuer des rajouts.
- ❖ **L'équipement** : les problèmes d'équipements, tels qu'un mauvais type de mangeoires, d'abreuvoirs, des gamelles mal réglées ou cassées peuvent empêcher les sujets de manger et de boire.
- ❖ **Les transitions** : les transitions alimentaires, les changements de qualité d'eau ou les changements de matériel d'abreuvement peuvent affecter l'homogénéité du lot. Les abreuvoirs sont-ils bien réglés, sont-ils ajustés à la bonne hauteur ?
- ❖ **La température** : les températures chaudes ou froides et leur répartition affectent la capacité du lot à gagner du poids et augmentent la variabilité du troupeau.
- ❖ **Les vaccinations** : une vaccination mal faite peut influencer sur la consommation du dindon et dégrader l'uniformité du lot
- ❖ **L'épointage** : les mâles dont les becs sont trop courts ou inégaux mangent avec difficulté [22].

### 3. Insémination artificielle :

L'insémination artificielle joue un rôle essentiel dans la production d'œufs fertiles. Il est important de ne pas oublier qu'une dinde femelle qui produit des œufs est une dinde enceinte et qu'elle doit donc être traitée avec précaution. Vous trouverez ci-dessous quatre aspects essentiels pour une insémination réussie [23].

#### 3.1 L'objectif :

Atteindre et maintenir de hauts niveaux de fertilité

#### 3.2

#### **Calendrier :**

- Pour un troupeau uniforme, l'insémination doit démarrer 14 à 17 jours après la stimulation lumineuse, c'est-à-dire la veille ou le lendemain de la date anticipée du premier œuf
- À ce stade, 95 % minimum des dindes devraient être prêtes
- Procédez aux trois premières inséminations dans les huit jours
- Au bout des huit premiers jours, les inséminations peuvent s'effectuer à un rythme hebdomadaire jusqu'à la fin de la ponte

#### 3.3

#### **Processus :**

- Vérifiez la qualité de la semence en vous assurant qu'elle est propre et fraîche
- Plusieurs méthodes d'insémination existent : 1) chaise, 2) fosse, 3) agenouillé sur le sol
- Identifiez et déplacez les couveuses potentielles vers un parc séparé
- Si vous remarquez la présence de semence à l'extérieur de l'oviducte après injection, c'est que vous n'injectez pas assez profondément
- Veillez à ce que chaque dinde soit inséminée

#### 3.4

#### **Bien-être :**

- Tenez les dindes par les deux pattes et manipulez-les avec précaution pour ne pas les blesser
- Si l'hymen (bulle blanche) est intact, ne forcez pas le tube d'insémination dans l'animal. Cela risquerait de provoquer des blessures et infections
- Veillez à ne pas insérer le tube trop profondément dans l'oviducte, ce qui risquerait de provoquer des blessures internes

### **3.5 Désinfection :**

- Utilisez uniquement des paillettes d'insémination propres
- Nettoyez et désinfectez tout le matériel entre chaque utilisation [23].

**4. Le sperme :**

Volume du sperme est petit et le sperme est concentré

**Tableau 07 :** Caractéristiques principales du sperme de dindon et nombre de doses moyennes de semence fraîche (d'après \*Sauveur, 1988) : [24]

Volume (ml)*	Concentration (Milliards de spz par ml)	Spz par éjaculat (million) en moyenne (calcul)	Dose de semences fraîches (million de spz)	Nbre de moyen de doses par éjaculat (calcul)
0,3 (0,2-1,0)	6-12	2700	150	18

#### **4.1 La Dilution du sperme et le conditionnement de la semence :**

Un photomètre avicole du commerce peut être utilisé pour le sperme de coqs et de dindons (IMV, s.d.a). La semence de dindon peut être conditionnée dans des paillettes « avicoles » de 0,54 ml. Le sperme est examiné au moyen d'un photolorimètre pour connaître avec précision la concentration qui peut varier beaucoup entre éjaculats. Pour les dindes, 150 millions de spz totaux par dose étaient utilisés avec une dilution de 1 pour 1. Un volume de 5 ml après dilution permettait de réaliser 200 IA (IMV, 1980). Le nombre de spz par dose de semence fraîche était de 40 à 200 millions chez la dinde (Brillard, 1982). [24]

Un milieu de conservation avicole en ampoules de 4 ml ou 2,5 ml ainsi qu'un milieu avec ciprofloxacine (un antibiotique fluoroquinone) sont commercialisés maintenant (IMV, s. d. a). Pendant le stockage de la semence à 4°C, le taux de phospholipides diminue, ce qui peut être expliqué par une lyse des phospholipides des membranes des spz (**Douard et al. 2000**). [24]

#### **4.2 Le sperme frais :**

Chez la dinde, il se conserve peu de temps à température ordinaire ou à 10-15°C : 30-45 min pur après la récolte. Il faut donc le diluer très vite si on ne l'utilise pas très rapidement. Les taux de dilution sont par exemple : 2/3 de sperme, 1/3 de diluant ou 1/2 sperme et 1/2 diluant (cas du dindon) (Morin, 1976). Le sperme est récolté dans une bouteille thermos maintenue à 10-15°C (**Hafez, 1987**).

Le temps de conservation peut être un peu augmenté en diluant et en refroidissant le sperme, souvent entre 2 et 10-15°C (**Blesbois, Seigneurin, 1997**).

#### **4.3 Le sperme congelé :**

La congélation du sperme est souvent préparée à 4°C, après dilution moitié moitié puis addition d'un cyoprotecteur : glycérol (11 %), bien qu'il soit contraceptif chez la dinde, DMSO (4 %), voire diméthylacétamide. La congélation se fait dans les vapeurs d'azote, après conditionnement dans des paillettes (refroidissement 40°C par minute), des ampoules ou en pellets. Le stockage se fait dans l'azote liquide (à - 196°C) (**de Reviers, 1988 ; Tselutin et al. 1999**).

Le glycérol était le meilleur agent protecteur, mais il faut l'enlever avant l'insémination par centrifugation ou dialyse.

**PARTIE**

**EXPERIMENTAL**

## 1. Objectif :

L'insémination artificielle chez la dinde est une étape inévitable car :

Le dimorphisme sexuel est devenu impossible : dinde de 8 à 12 KG et dindon de plus de 30KG (3).

C'est pour cette raison notre étude basé sur :

❖ *La technique de l'insémination artificielle.*

## 2. Lieu d'expérimentation :

L'expérimentation a été réalisée au niveau d'un élevage de dinde appartenant à **Avicole ouarou, dans** la région de **HASSI FDOUL, une** commune qui dépend administrativement de la daïra de **SIDI LADJEL, WILAYA DE DJELFA** .le climat est subcontinental :

Été très chaud et sec, printemps de très courte durée, l'hiver froid avec une pluviométrie récalcitrante, les précipitations annuelles sont en moyenne inférieures à 200mm

### 3. Matériel et Méthodes :

#### 3.1 Matériel

- ✓ *La paille*
  
- ✓ *M.R.A 50  $\mu$ m semi-automatique droite*
  
- ✓ *Le pistolet pompe pour M.R.A*
  
- ✓ *Un appareillage très simple a été nionté pour la récolte du sperme*
  
- ✓ *Le diluant*

### 3.1.1 La paillette : dinde 70mm vodée 2 bouts :



**Figure (07) : la paillette**

### 3.1.2 M.R.A 50 $\mu$ m semi-automatique droite :

Machine semi-automatique à compteur pour le remplissage de paillette d'insémination.

Rapide et hygiénique, la machine peut être complètement immergée dans l'eau.

Cette machine également utilisé pour mesurer la quantité de sperme.



**Figure (08) : M.R.A 50 µm semi-automatique droite**

**3.1.3 Le pistolet pompe pour M.R.A :**

Pour injecter le sperme dans le vagin



**Figure (09) : Le pistolet de l'insémination**

### **3.1.4 Matériel de la récolte :**

#### **A- Un appareillage très simple a été nionté pour la récolte du sperme :**

Il comprend un tube granulé (ce tube contient de diluant) fermé par un bouchon traversé par 2 tubes de verre de 4 mm de diamètre, munis de tube simples en polyéthylène dont l'extrémité de l'un se trouva dans la bouche de l'opérateur, lequel par aspiration provoquera un vide pareil qui facilitera à l'extrémité de l'autre tube.



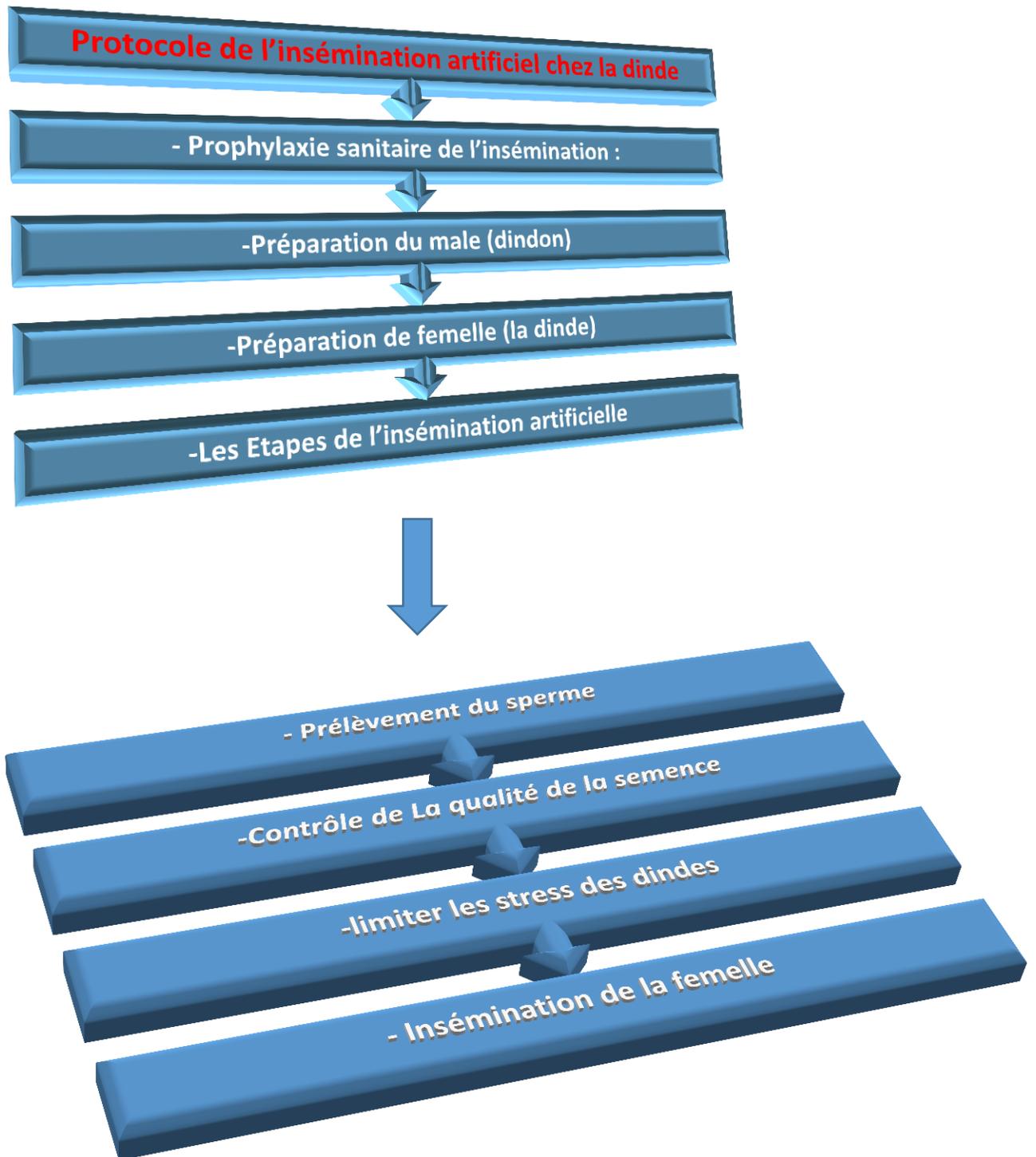
**Figure (10) : matériel de récolte**

#### **B- Le diluant :**



**Figure (11) : Le diluant**

**3.2 Methods:**



**LA TECHNIQUE DE L'INSÉMINATION ARTIFICIELLE :****3.2.1 Prophylaxie sanitaire de l'insémination :*****A-avant l'approcher le bâtiment :***

- ✓ la désinfection du matériel
- ✓ le praticien doit prendre une douche (avec l'eau Savoureuse)
- ✓ le praticien doit porter la combinaison de transport



**Figure (12) : la douche et la combinaison de transport**

***A-En entant dans le bâtiment :***

- ✓ Le praticien doit passer la barrière sanitaire.
- ✓ Porter la combinaison de l'insémination.



**Figure (13) :** pédiluve et la combinaison de l'insémination.

**3.2.2 Préparation du male (dindon) :**

A- séparation de troupeau par barrière qui facilite le Travail.

B-deux personne qui peut faire la récolte :

- ✓ un opérateur pour faire le massage abdominal
- ✓ et un opérateur qui l'aide le masseur pour la contention de male (dindon) et faire l'aspiration par la bouche.

C-pour une bonne collecte bien faite il faut que la zone de travail soit bien Éclairée.



**Figure (14)** : séparation de troupeau de male par une barrière dans une zone bien éclairée.

### **3.2.3 Préparation de femelle (la dinde) :**

A-cette phase nécessaire la d'œuvre, pare ce que le nombre de femelles est nombreux au moins 5 Personne.

- ✓ quatre personnes pour faire l'ouvrage et la Contention de la femelle.

- ✓ et un opérateur pour inséminer la dinde.

B -la séparation est importante comme chez le dindon.



**Figure (15)** : le nombre des personnes nécessaire pour faire l'insémination des femelles.



**Figure (16)** : la séparation des femelles avant l'insémination artificielle.

### 3.2.4 Les Etapes de l'insémination artificielle :

Les recommandations suivantes concernant l'insémination artificielle (IA) supposent que les dindes et les dindons soient sains et bien préparés à la reproduction.

#### ***A-Prélèvement du sperme :***

Durant la collecte, il est important de contenir le reproducteur confortablement. Massez l'abdomen avec une main et l'avant du croupion avec l'autre main pour le stimuler. Quand le mâle répond et relève la queue, amenez le pouce et l'index de la main qui massait la queue et serrez vers l'intérieur la base du phallus. Avec l'index de l'autre main, pressez vers l'intérieur de bas en haut pour expulser le sperme du bulbe déférent. Recueillez le sperme à la base du phallus à l'aide d'un récolteur.

Ne prélevez que le sperme épais et blanc. Toute semence jaune, liquide ou souillée par du sang, des urates, des fientes ou des particules de litière est à rejeter pour maintenir la qualité du prélèvement.



**Figure (17) :** la récolte du sperme

## ***B-Contrôle de La qualité de la semence :***

Se mesure de différentes manières il existe plusieurs techniques assistées par la technologie, toutefois une bonne lumière permet et d'utiliser la première et la plus simple de ces méthodes :

- Le contrôle visuel.
- La semence doit être parfaitement blanche, il faut rejeter toutes les semences :



**Figure (18) :** La qualité de la semence se mesure de différentes manières. [26]

- Pour une bonne qualité de la semence et une bonne fertilité :
  - ✓ après la collecte, la semence et le diluant doivent être mélangés lentement par retournement du tube.
  - ✓ la semence doit être conservée entre 15 et 25°C.
  - ✓ la semence ne doit pas être conservée plus de 30 minutes avant l'insémination.



**Figure (19)** :l'emplacement de la semence.

### ***C-Limiter les stress des dindes :***

- ✓ Les dindes doivent être poussées calmement.
- ✓ Le parc ne doit pas contenir plus de 50 dindes pour limiter les entassements
- ✓ Le parc doit être suffisamment éclairé

### ***D-Insémination de la femelle :***

Une bonne insémination consiste à évaginer la dinde puis à placer délicatement la paillette dans le vagin dans un axe horizontal jusqu'à la courbe du vagin. Un léger mouvement circulaire, dans le sens des aiguilles d'une montre, permet de pénétrer un peu plus profondément.



*Figure (20)* : l'emplacement de paillette dans le vagin.

Le sperme est expulsé au moment précis où l'oviducte revient à sa position normale quand la pression de l'abdomen est relâchée.

Ne jamais forcer l'entrée de la paillette. Une application brutale risque de perforer l'oviducte et d'entraîner une moins bonne fertilité, une baisse de ponte et un risque de mortalité pour les dindes.



**Figure (21)** : l'expulsion du sperme dans le vagin.

- ✓ À chaque insémination, l'inséminateur doit réaliser trois contrôles :
- **1er contrôle** : avant d'insérer la paillette, s'assurer que l'oviducte est clairement dégagé et visible.
  - **2ème contrôle** : s'assurer que la paillette est correctement rempli avec un sperme de bonne qualité.
  - **3ème contrôle** : après retrait, vérifier que l'oviducte a repris sa position normale, que le sperme a bien été expulsé et que la semence n'a pas été refoulée hors du vagin vers le cloaque ou sur la paillette.

**a. Le retournement des dindes :**

- ✓ La dinde doit être attrapée par une aile et la patte opposée pour limiter les débattements et le stress.
- ✓ Les deux pattes sont placées dans la main droite et le bréchet entre les genoux.
- ✓ Avec la main gauche retourner l'oviducte.



**Figure (22) : retournement d'une dinde**

**b. Insémination et libération de la dinde :**

- ✓ La canule est introduite de 2-3 cm dans l'oviducte.
- ✓ Le détourneur relâche l'oviducte en même temps que l'inséminateur éjecte la semence de la canule.
- ✓ Le détourneur prend la queue de la dinde et libère ses pattes pour que l'animal retrouve son équilibre sur le sol.

**La dinde ne doit pas tomber sur le bréchet, sinon il y a risque d'expulsion de la semence et donc une insémination ratée.**



Figure (23) : l'introduit de canule dans l'oviducte

### L'oviducte de la dinde

❖ L'oviducte d'une dinde reproductrice est un tube torsadé dans le sens inverse des aiguilles d'une montre.

❖ C'est pourquoi le geste de l'inséminateur doit se faire avec une légère rotation dans le sens des aiguilles d'une montre.

**Aviagen** | School  
Production Management School | 2015

FIGURE (24) : L'oviducte de la dinde. [26]



**Figure (25)** : mesure de sperme au cour de l'insémination

## CONCLUSION

### CONCLUSION :

Du fait des impératifs d'approvisionnement des populations en protéines, la filière « dinde » à l'instar de toutes les filières avicoles algériennes, a connu un développement indéniable. Le développement de cette filière vient, par ailleurs, répondre à la demande des marchés .Cela a obligé les spécialistes à développer l'élevage de dinde pour obtenir des races chairs bien musclées et de court cycle de reproduction afin de répondre aux demande des consommateurs ; c'est ce qui conduit à un dindon plus lourd que la femelle .

Le dimorphisme sexuel est impossible au sein de l'élevage de dinde reproducteur car le poids de dindon plus élevé que le poids de la dinde, ce qui nécessite le recours à l'insémination artificiel chez la dinde.

Dans notre étude expérimentale, nous constatons qu'il est nécessaire de connaître l'anatomie de la dinde et du dindon pour la manipulation, ainsi que l'âge pour la dose de sperme, la main d'œuvre et prendre en considération l'aspect hygiène pour éviter la transmission des maladies génitales.

Des dindes et dindons sains et bien préparés à la reproduction avec une insémination bien réalisée se traduit par une chute des pontes limitée et par moins d'œufs déchetés avec un bon taux de fertilité (94-96%) et donc une bonne éclosion (82-86%).

Les avantages de la pratique de l'insémination artificielle incluent : la certitude de la fécondation de toutes les femelles, l'amélioration génétique par une sélection sévère (ne retenir que les mâles présentant une très bonne conformation) pour éviter la transmission des maladies vénériennes (MST) et une meilleure conservation durable de la semence et faciliter le transport de la semence.

## RECOMMANDATION

### **Recommandation :**

Ces quelques points supplémentaires aident à améliorer le processus et contribuent à améliorer la fertilité :

- Manipuler les femelles avec douceur et soin. Concevoir les parcs de mâles, les bancs de traite, les fosses d'insémination, les rampes d'accès, les parcs d'IA.
- Utiliser la chaise **GALLICONMFORT** qui permet d'avoir des gestes et postures améliorés, la chaise facilite le détournement de la dinde et améliorer la fertilité car la personne à inséminer maîtrise le geste, les animaux toujours en mouvement, ils ne sont pas cloisonnés ou coincés dans le parc avec la méthode traditionnel.
- Utilisation de l'appareil CASA pour analyser la semence et reformer les males chez les quels la semence présente des anomalies a fin d'éviter les pertes.
- La congélation de sperme pour améliorer la fertilité chez les dindes adultes.

**REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE :**

[1] « (PDF) Algérie : La filière « Dinde » 30 ans après. Contribution à l'analyse des structures et de la stratégie des acteurs (1989-2014). » [https://www.researchgate.net/publication/326539354\\_Algerie\\_La\\_filiere\\_Dinde\\_30\\_ans\\_apres\\_Contribution\\_a\\_l'analyse\\_des\\_structures\\_et\\_de\\_la\\_strategie\\_des\\_acteurs\\_1989-2014](https://www.researchgate.net/publication/326539354_Algerie_La_filiere_Dinde_30_ans_apres_Contribution_a_l'analyse_des_structures_et_de_la_strategie_des_acteurs_1989-2014) (consulté le avr. 20, 2020).

[2] « Elevage poules reproduction - بحث Google ». [https://www.google.com/search?sxsrf=ALeKk03W9cK\\_qK8ff\\_7iWqiUQhAJUOVVKA%3A1587501771344&ei=y1qfXuPNFMe4lwTo4rfwBg&q=Elevage\\_poules\\_reproduction&oq=Elevage\\_poules\\_reproduction&gs\\_lcp=CgZwc3ktYWIQAzoHCCMQ6gIQJ1Dg41pY4ONaYIrwWmgCcAB4AIABYQGIAckBkgEDMi0xmAEAoAEB0AECqgEHZ3dzLXdperABCg&sclient=psy-ab&ved=0ahUKEwIj36T5sProAhVH3IUkHWjxDW4Q4dUDCAw&uact=5](https://www.google.com/search?sxsrf=ALeKk03W9cK_qK8ff_7iWqiUQhAJUOVVKA%3A1587501771344&ei=y1qfXuPNFMe4lwTo4rfwBg&q=Elevage_poules_reproduction&oq=Elevage_poules_reproduction&gs_lcp=CgZwc3ktYWIQAzoHCCMQ6gIQJ1Dg41pY4ONaYIrwWmgCcAB4AIABYQGIAckBkgEDMi0xmAEAoAEB0AECqgEHZ3dzLXdperABCg&sclient=psy-ab&ved=0ahUKEwIj36T5sProAhVH3IUkHWjxDW4Q4dUDCAw&uact=5) (consulté le avr. 21, 2020).

[3] « l'insémination artificielle des volailles - بحث Google ». [https://www.google.com/search?sxsrf=ALeKk01VGL9QMca2X94KJc\\_ayCYUfoi6Ug%3A1587501762801&source=hp&ei=wlqfXurZLsKYlwT8xqboCQ&q=1+ins%C3%A9mination+artificielle+des+volailles&oq=L%E2%80%99ins%C3%A9mination+artificielle+des+volailles&gs\\_lcp=CgZwc3ktYWIQARgAMggIIRAWEB0QHjoHCCMQ6gIQJ1CTIliTImDFK2gCcAB4AIABsAGIAbABkgEDMC4xmAEAoAEC0AEBqgEHZ3dzLXdperABCg&sclient=psy-ab](https://www.google.com/search?sxsrf=ALeKk01VGL9QMca2X94KJc_ayCYUfoi6Ug%3A1587501762801&source=hp&ei=wlqfXurZLsKYlwT8xqboCQ&q=1+ins%C3%A9mination+artificielle+des+volailles&oq=L%E2%80%99ins%C3%A9mination+artificielle+des+volailles&gs_lcp=CgZwc3ktYWIQARgAMggIIRAWEB0QHjoHCCMQ6gIQJ1CTIliTImDFK2gCcAB4AIABsAGIAbABkgEDMC4xmAEAoAEC0AEBqgEHZ3dzLXdperABCg&sclient=psy-ab) (consulté le avr. 21, 2020).

[4] VILLATE D. Maladie des volailles. 2ème éd. France Agricole Editions, 2001, 400p.

[5] WALTER JB. Reproductive Biology and Phylogeny of Birds: Phylogeny, Morphology, Hormones, Fertilization, vol. **6A**. Barrie GM. Jamieson edition, Enfield,NH:SciencePublishers, 2007, 609 p.

[6] DONELEY B. Avian medicine and surgery practice companion and aviary birds. Manson publishing, Londres, 2011, 19-30.

## REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE

- [7] JOHNSON AL. Reproduction in the female. *In: Sturkie's Avian Physiology*. 5<sup>ème</sup> ed. Academic Press, USA, 2000, 569-600.
- [8] BRAUN L. Physiologie et maîtrise de la reproduction chez les Reptiles et les Oiseaux. Thèse Méd. Vét., Alfort, 2004, 200p.
- [9] SAUVEUR B. et DE REVIER M. Reproduction des volailles et production d'œufs. Editions Quae, 1988, 449 p.
- [10] CHARGE R *et al.* Male health status, signalled by courtship display, reveals ejaculate quality and hatching success in a lekking species. *J. Anim. Ecol.*, 2010, **79**(4), 843-850
- [11] COSTANTINI V *et al.* Influence of a new slow-release GnRH analogue implant on reproduction in the Budgerigar (*Melopsittacus undulatus*, Shaw 1805). *Anim. Reprod. Sci.*, 2009, **111**(2-4), 289-301.
- [12] SHUBASH CD, NAOKI I et YUKINORI Y. Changes in the expression of interleukin-1beta and lipopolysaccharide-induced TNF factor in the oviduct of laying hens in response to artificial insemination. *Reproduction* Cambridge England, 2009, **137**, 527–536.
- [13] BRIERE S. *et al.* Alimentation, fertilité et bien-être des oiseaux reproducteurs domestiques : des liens complexes. *INRA prod. Anim.*, 2011, **24**(2), 171-180.
- [14] BRIERE S. *et al.* Alimentation, fertilité et bien-être des oiseaux reproducteurs domestiques : des liens complexes. *INRA prod. Anim.*, 2011, **24**(2), 171-180.
- [15] BEDECARRATS GY *et al.* Gonadotropin-inhibitory hormone receptor signaling and its impact on reproduction in chickens. *Gen. Comp. Endocrinol.*, 2009, **163**(1-2), 7-11.
- [16] ETCHES R.J. Reproduction in poultry. Editions CAB international, Cambridge, 1996, 318p.

## REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE

- [17] SAUVEUR B. Photopériodisme et reproduction des oiseaux domestiques femelles. *INRA Prod. Anim.*, 1996, 9(1), 25-34.
- [18] **Production Management School .www.aviagen.com**
- [19] **Guide D'Élevage Des Reproducteurs. Aviagen Turkeys .Le démarrage.2020. Nicholas**
- [20]**Guide D'Élevage Des Reproducteurs. Aviagen Turkeys. La croissance. 2020.Nicholas**
- [21]**Guide D'Élevage Des Reproducteurs. Aviagen Turkeys. LE MANAGEMENT DES FEMELLES. 2020. Nicholas)**
- [22]**(Guide D'Élevage Des Reproducteurs. Aviagen Turkeys. LE MANAGEMENT DES MÂLES. 2020.Nicholas)**
- [23]**([www.hybridturkeys.com](http://www.hybridturkeys.com). Insémination artificielle) .**
- [24] C. Meyer et R. Rouvier, « L'insémination artificielle des volailles. Note bibliographique », 20
- [25] Reproduction des animaux d'élevage. 2ème éd. Educagri editions, Dijon, 2005, 409 p
- [26] CASSOU B. Généralités sur l'insémination artificielle des oiseaux. *In : L'aviculture française*, R. ROSSET, Paris, 1988, 217-223.
- [26] **Production Management School\ Dr Jérôme NOIRAULT Management Spécialiste .jnoirault@aviagen.com.2015**