

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université ABDERAHMANE MIRA- Bejaïa
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie Physico-chimique



MEMOIRE

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master

Filière: SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

Option: Génétique appliquée

Thème

Suivi du Développement Embryonnaire
Chez la Poule domestique «*Gallus gallus
domesticus* ».

Présenté par :

M^{elle} Zougab Samira

Melle Rabhi Sakina

Membre de jury:

Présidente: M^{me} KADJI. H

Promotrice: M^{me} BENMESSAOUD .Y

Examinatrice 1: M^{me} LOUNIS. H

Examinatrice 2: M^{me} BENAI .Y

Grade et lieu

MAA. U. A. MIRA

MAB. U.A. MIRA

MAA. U. A. MIRA

MAB. U. A. MIRA

ANNEE UNIVERSITAIRE 2012 / 2013

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université ABDE RAHMANE MIRA- Bejaïa
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie Physico-chimique



MEMOIRE

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master

Filière: SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

Option: Génétique appliquée

Thème

Suivi du Développement Embryonnaire
Chez la Poule domestique «*Gallus gallus
domesticus*».

Présenté par :

M^{elle} Zougab Samira

Melle Rabhi Sakina

Membre de jury:

Présidente: M^{me} KADJI. H

Promotrice: M^{me} BENMESSAOUD .Y

Examinatrice 1: M^{me} LOUNIS. H

Examinatrice 2: M^{me} BENALY

Grade et lieu

MAA. U. A. MIRA

MAB. U.A. MIRA

MAA. U. A. MIRA

MAB. U. A. MIRA

ANNEE UNIVERSITAIRE 2012 / 2013

Dédicaces

A ceux qui m'ont tout donné sans rien attendre

A ceux qui m'ont encouragée et soutenue dans les moments les plus durs.

*Je dédie ce modeste travail à mes très chers parents, qui m'ont toujours poussé et motivé dans mes études .sans eux, je n'aurais certainement pas fait d'études supérieures et aussi à mon frère **dada RABAH**, **dada Amar**.*

*Ainsi à ma grande sœur **FARIDA** et à ma petite sœur **NADIRA** A toutes personnes qui m'ont soutenu durant mes études et à tous mes amis.*

Je tiens à remercier chacun d'entre vous pour vos encouragements et votre soutien.

A Tous les étudiants de la promotion de Génétique 2013 - 2014.

SAMIRA. Z

Dédicaces

Par la Grâce de Dieu, je dédie ce travail à la mémoire:

A mes parents, Je les remercie de m'avoir toujours donné la possibilité et les moyens de faire ce que je voulais faire. Merci de m'avoir toujours encouragée et soutenue dans mes choix.

A mes sœurs, farida et son mari nadjim, Biba et son fiancé Mohamed.

A mes frères Amar, Hakim, loines, Zahir Taher, Hassen.

A mes cousines, Nadjma, fahima, akila ,je les remercie de leur soutien

A mes belles sœurs, Nabila, lila

A mes chères nièces et neveux : Iman, Inas et Sami

A mon oncle, yazid

A mes chères copines, mes amis et mes collègues

A tous ceux qui me connaissent.

sakina

REMERCIEMENTS

Nous aimerions à travers ces quelques lignes, témoigner de notre profonde gratitude à tous qui, de près ou de loin, ont participé à l'accomplissement de la présente recherche.

Nous tenons, tout d'abord, à remercier DIEU le tout-puissant de nous avoir donné la force, le courage et la détermination nécessaire pour finaliser ce travail de recherche qui compte tant pour notre avenir intellectuel et professionnel.

Nos remerciements vont tout particulièrement à :

Mme Benmessaoud-Kartout Y., notre promotrice, Maitre Assistante A, qui a accepté de nous guider, de nous accompagner dans la réalisation de ce travail. Ses mots d'encouragement, ses remarques tant méthodologiques qu'orthographiques, ses explications, nous ont été d'une très grande aide.

L'ensemble du personnel de Laboratoire d'Ecologie, pour avoir rendu agréables nos conditions de travail, spécialement le chef de département Mr Bekdouche F. et surtout la technicienne Melle Lynda.

L'ensemble du personnel de département physico-chimique.

Nous remercions nos chers parents, ainsi que tous les autres membres de nos familles, pour leur accompagnement tout le long de ce cycle d'étude, qui ont toujours su, dans les moments de découragement, nous motiver pour réaliser ce travail.

Nos sincères remerciements à dada Rabah, Moh, koka, Nora, Nous les remercions de leur soutien.

Enfin, on souhaite remercier les membres du jury qui ont accepté de juger notre travail de mémoire. A la présidente M^{me} Kadji d'avoir accepté de présider ce jury.

Nous adressons également notre sincère remerciement A M^{me} Lounis. et M^{me} Benai qui ont bien voulu examiner et juger ce travail.

Abréviations

MPVE: Membrane prévitelline

ZP : Zone Pellucide

HES: Hairy and Enhancer of Split

PSM: Mésoderme Présomitique

HOX: Homéo-box

Pax : Paired - box

Shh: Sonic hedghog

Fgf 8: Fibroblast Growth Factor8

TGFB: Transforming Growth Factor

SOX9: SRY- box 9

SRY: Sex-determining Region of y chromosome

BMP4: Bone morphogenetique protein 4

chromosomes sexuels (mâle Homogamétique)

ZW: Hétérogamétique

DT1: Wilms tumor zinc Finger protein

AMH: anti mulleriane hormone

Pitx2: ituitary homeobox 2

WT1: Wilms tumor zinc Finger protein 1

HH : Hamburger-Hamilton (auteurs de la table de développement du poulet)

°C : degré Celsius

Min : minutes

µl : microlite

% : pourcentage

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : La morphologie du coq.....	6
Figure 2 : La morphologie de la poule.....	6
Figure 3 : Cycle de reproduction du poulet.....	7
Figure 4 : Représentation schématique de l'œuf de la poule	7
Figure 5 : Système reproducteur de la poule adulte.....	9
Figure 6 : La cinétique des dépôts et lieux de formation de l'œuf de la poule.....	9
Figure 7 : Schéma de l'ultra structure d'un spermatozoïde du coq.....	11
Figure 8 : Ovocyte de la poule	11
Figure 9 : Schéma du déroulement de la réaction acrosomique chez le coq	15
Figure 10 : Etapes initiales de segmentation	17
Figure 11 : Schéma des premières segmentations dans l'oviducte de la poule	17
Figure 12 : Embryons de poule domestique aux stades 18 et 20 heures d'incubation.....	19
Figure 13 : Neurulation chez l'embryon de poulet.....	23
Figure 14 : Embryons de poule domestique aux stades 38 et 68 heures d'incubation.....	24
Figure 15 : Embryons de poule domestique au stade 84 heures d'incubation.....	24
Figure 16 : Œufs de poule domestique observés à différents stades de développement.....	27
Figure 17 : Représentation schématique des membranes extra-embryonnaires à partir d'une coupe transversale d'un embryon de poulet âgé de 9 jours	27
Figure 18 : Les différents matériels de manipulations.....	29
Figure 19 : Les manipulations techniques <i>In vivo</i>	33
Figure 20 : Techniques de manipulations de l'embryon de poulet	37
Figure 21 : Méthode de retournement des œufs.....	37
Figure 22 : Méthodes de mirage des œuf	37
Figure 23 : Tracé des graphes représentant les poids des œufs témoins des trois lots au cours de 21 jours d'incubation	40

Figure 24 : Photographies d'un œuf de poule observé au mirage correspondant respectivement aux stades 0, 5, 7 et 19 ^{ème} jour d'incubation	43
Figure 25 : Photographies d'un œuf de poule observé au mirage correspondant respectivement aux stades 5, 7, 14 et 19 ^{ème} jour d'incubation	43
Figure 26 : Photographie d'un œuf double fécondé observé à l'œil nu	46
Figure 27 : Embryon de poulet à la fin de segmentation au moment de la ponte (J0 d'incubation)	46
Figure 28 : Embryon de poulet au cours de la gastrulation aux stades 4h, 7h et 9 h d'incubation	47
Figure 29 : Embryon de poulet à 18 et 20 heures d'incubation	48
Figure 30: Embryon de poulet au cours de l'organogenèse aux stades 44-52h d'incubation.....	51
Figure 31 : Embryon de poulet au stade 68 h d'incubation.....	52
Figure 32 : Embryon de poulet au cours de l'organogenèse au stade 72h d'incubation.....	54
Figure 33 : Embryon de poulet au cours de l'organogenèse au stade 96h d'incubation.....	55
Figure 34 : Embryon de poulet au cours de l'organogenèse aux stades 5, 7, 16 et 18h d'incubation.....	56
Figure 35 : Représentation des annexes embryonnaires d'un embryon de poulet âgé de 16jours d'incubation.....	57
Figure 36 : : Représentation schématique des membranes extra-embryonnaires à partir d'une coupe transversale d'un embryon de poulet âgé de 9 jours d'incubation.....	57
Figure 37 : Photographies d'œufs de poule domestique observés à différents stades de développement à l'œil nu (au niveau de notre Laboratoire).....	58
Figure 38 : Photographies d'œufs de poule domestique observés à différents stades de développement embryonnaire	59

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I: Représentation des besoins alimentaire standard des poulets	5
Tableau II: Les mouvements morphogénétiques	20
Tableau III: Les stades de développement embryonnaire de la poule domestique selon HH.....	21
Tableau IV: Les différents de développement embryonnaire de la poule 3-21 j d'incubation	26
Tableau V: Evolution du poids des témoins en fonction des jours d'incubation.....	39

TABLE DES MATIERES

Dédicaces (1)

Dédicaces (2)

Remerciements

TABLE DES MATIERES

Abréviations

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

INTRODUCTION GENERALE	1
CHAPITRE 1 : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE	
1- Etude de l'espèce	3
1.1 Classification	3
1.2- Description	4
1.2.1-Morphologie	4
1.2.2- Alimentation	4
1.3- Reproduction.....	4
1.4- L'organisation de l'œuf de la poule « <i>Gallus gallus domesticus</i> »	7
1.4.1- Appareil reproducteur	8
1.4.1.1 -Morphologie et anatomie des organes génitaux.....	8
1.5- Les gamètes.....	10
1.5.1- Le gamète mâle	10
1.5.2- Le gamète femelle mature.....	10
1.5.3- L'accouplement.....	12
2- L'incubation des œufs.....	12
2.1- Le choix des œufs à incuber	12
2.1.1- Soins et désinfection des œufs	12
2.1.2- Stockage des œufs.....	13
2.1.3- Position et retournement des œufs stockés	13
2.1.4- Température, humidité relative et ventilation durant le stockage.....	13
2.2- Incubation	13
2.2.1- Désinfection et préparation de l'incubateur	13
2.2.2- Pré-incubation des œufs à couvrir	13

2.2.3- Les Paramètres d'incubation	13
2.3 - Mirage et retrait des œufs infertiles	14
2.4- Ecllosion.....	14
2.5- Mortalités embryonnaires	14
3. Développement embryonnaire et génomique du poulet « Gallus gallus domesticus »	14
3.1- La fécondation..	14
3.2- La segmentation	16
3.3- Pré-gastrulation	16
3.3.1- Mise en place de l'hypoblaste (feuillet interne).....	16
3.4- Gastrulation.....	16
3.5- La Neurulation	22
3.6- L'organogenèse	22
3.6.1- De 48 à 96 heures d'incubation	22
4. La mise en place des annexes embryonnaires.....	25
4.1- Vésicule vitelline	25
4.2- Cavité amniotique	25
4.3- Allantoïde.....	25
4.3.1- Fonctions de l'allantoïde.....	25
CHAPITRE 2 : MATERIELS ET METHODES	
Présentation du milieu de l'étude.....	28
1- Matériel biologique	28
1.1-Les œufs	28
2- Matériels techniques	30
3- Méthodologie	30
3.1- Conditions de stockage	31
3.2. Technique de pesée	31
3.3- Conditions de l'incubation	31
3.4- L'incubation des œufs.....	31
3.4.1-Technique <i>in vivo</i>	32
3.4.1.1- Ouverture d'une fenêtre	32

3.4.1.2- Fermeture de l'œuf pour une observation ultérieure.....	32
3.4.2- Technique <i>in vitro</i>	34
2.4.3- Réalisation de préparations durables d'embryon de poulet (Embryon <i>in toto</i>)	34
2.4.4- Technique de retournement des œufs.....	35
2.4.5- La pesée des œufs	35
2.4.6- Le mirage des œufs	36

CHAPITRE 3 : RESULTATS ET DISCUSSIONS

Matériel expérimental	38
1- Pesée	39
2- Mirage des œufs	41
3- L'incubation	42
4- Fécondation.....	44
5- Segmentation.....	44
6- Gastrulation.....	45
7- Neurulation	49
8- Organogenèse.....	50
CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES	51
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	

***I*ntroduction**

INTRODUCTION GENERALE

D'une valeur inestimable, la richesse biologique constitue un héritage naturel que nous devons transmettre aux générations futures. Depuis l'apparition de la vie il y a 3,6 milliards d'années, les êtres vivants ont toujours puisé dans leur environnement les substances nutritives utiles à leur développement. Depuis le stade embryonnaire jusqu'à leur mort (Aili, 2005).

Pour parvenir à un individu complet, les organismes vivants ont opté pour différentes méthodes d'échanges trophiques embryonnaires. Les embryons, dépendant du type d'œuf et du rapport avec le milieu extérieur, mettent en place des moyens divers et variés pour parvenir à se nourrir (Spyros Artavanis-Tsakonas M, 2001).

Pendant des décennies, l'embryologie et la génétique allaient alors évoluer en parallèle, sans que soit établi un rapport entre l'action des gènes et les règles développementales régissant la transformation de l'œuf fécondé en un embryon. L'universalité et l'importance de l'analyse génétique développementale de la Poule « *Gallus gallus domesticus* » ont alors été reconnues, puis étendues par l'étude moléculaire de gènes jouant un rôle important dans le développement. La biologie du développement est devenue une discipline extraordinairement inclusive (Spyros Artavanis-Tsakonas M, 2001).

La sous espèce de la poule « *Gallus gallus domesticus* » est prise comme exemple pour étudier leur développement embryonnaire, car ce type occupe une place à part au niveau de son importance économique dans l'industrie agroalimentaire. En effet, c'est un bon modèle de laboratoire mais aussi un animal qui a un intérêt agronomique. En plus, les œufs à incuber sont disponibles partout, élevés facilement en très grande quantité; ne coûte pas cher, son génome est presque entièrement séquencé mais un peu dur à reconstituer. Avec le développement des nouvelles technologies en biologie, notamment la génomique, il apparaît désormais réaliste d'envisager l'identification des gènes qui président le développement de l'embryon et qui assurent les différents caractères d'intérêt (Pain B, 2004).

Quelles sont les gènes qui sont impliqués dans le développement embryonnaire de « *Gallus gallus domesticus* » et la mise en place des annexes embryonnaires? mais surtout, quels sont les bonnes conditions d'incubation des œufs de cette espèce?

Les réponses à ces questions sont en grande partie bien connues, notamment celle de la génétique du développement embryonnaire de l'espèce aviaire (Islam M.S *et al*, 2002).

INTRODUCTION GENERALE

C'est dans ce contexte que nous avons décidé de réaliser le présent travail. Nous nous sommes fixé comme objectif d'étudier les gènes de développement embryonnaire de la poule « *Gallus gallus domesticus* ».

Le présent mémoire est composé :

D'un premier chapitre qui est consacré à une étude bibliographique sur l'étude de l'espèce, les paramètres d'incubation, les étapes du développement embryonnaire. Nous évoquerons, en particulier, les gènes impliqués au cours de développement embryonnaire.

Le second chapitre consiste à expliquer notre démarche expérimentale pour le suivi du développement embryonnaire de la poule domestique ainsi que les conditions d'incubation dans le but d'obtenir les embryons de poulet à différents stades d'incubation.

Nous présenterons dans le dernier chapitre nos résultats, ensuite nous discuterons les points les plus importants. Enfin nous établirons une comparaison des différents stades obtenus par Hamberger et Hamilton. A la fin, les perspectives de notre travail seront évoquées.

Etude Bibliographique

1. Etude de l'espèce

1.1 Classification

La poule est un animal très employé depuis Aristote, et ce dans de très nombreux domaines de la biologie.

La poule « *Gallus gallus domesticus* » est de la famille des Phasianidae, de l'ordre des Galliformes, la classe des Aves issue d'embranchement des chordata. Originnaire du Sud-Est asiatique, l'espèce a été domestiquée est à l'origine de toutes les races de poules domestiques. Dans la plupart des cas, l'espèce poule désigne les deux sexes. A cause des caractéristiques spécifiques des femelles ou des mâles, l'espèce est souvent définie par le nom coq ou poule (Linnaeus, 1758).

D'après Harrison (1978) cité par Coquerelle (2000), il y a plus d'un million d'années que le genre *Gallus* était probablement constitué d'une seule population s'étendant sur tout le continent eurasiatique. Seul le groupe indien aurait survécu et évolué pour donner naissance aux quatre espèces actuellement reconnues :

- *Gallus varius* chez l'espèce, le coq est aussi appelé coq vert ou coq fourchu et présente de différence avec le coq domestique par son chant différent.
- *Gallus sonnerati* le coq chez cette espèce est différent du coq de la Java par un plumage.
- *Gallus lafayetti* sa particularité réside sur la coloration de son plumage caractérisé par une poitrine brun clair orangé avec une tache violette en haut du cou et une tache jaune sur la crête. On le rencontre dans la zone boisée en Ceylan (Kalid H.H, 2011).
- *Gallus gallus* (coq rouge de jungle) : cet oiseau ressemble à certaines races domestiques de la variété rouge dorée à plastron noir si l'on fait référence aux coqs.
- *Gallus gallus gallus* en Thaïlande et dans les régions voisines.
- *Gallus gallus spadiceus* au Birmanie et en Chine, oreillons rouge.
- *Gallus gallus jabouillei* au sud de la Chine et au Vietnam, à oreillons blancs et à plumage plus rouge que doré.
- *Gallus Gallus murghi* en Inde, à oreillons blancs.
- *Gallus. gallus. bankiva* endémique à oreillons rouges (Fosta J.C., 2008).

1.2- Description

1.2.1- La morphologie

Chez cette espèce un dimorphisme sexuel est assez marqué, le coq se distingue de la poule par une taille plus importante, par sa crête rouge vif sur la tête et ses barbillons plus développés, par ses ergots, par les coloris plus éclatants de son plumage et par sa queue en panache de plumes noires avec des reflets bleu, pourpre et vert (**Figure 1**).

Le plumage de la poule (femelle) est typique de cette famille d'oiseaux. Permettant le camouflage. Pour pondre la poule n'a pas besoin d'un coq avec elle dans la basse cour et elle pond en moyenne tous les 2 jours. Car elle seule s'occupe des œufs et des poussins. La crête des poules est presque inexistante (**Figure 2**) (Sid H et Benaicha., 2008).

Des chercheurs Français et Suédois ont montré la présence d'un gène issu d'hybridation avec *Gallus sonneratii*, ayant transmis le caractère héréditaire récessif (W*Y) « peau jaune » à plusieurs races domestiques (Fosta J.C., 2008).

La recherche actuelle concernant l'intégrité génétique de cette espèce semble montrer que la forme pure est tout à fait rare et peut même être éteinte, seulement représentée à l'état sauvage par des oiseaux avec divers degrés de croisement avec des animaux de races domestiques de l'espèce (Batelier F et al., 2004).

1.2.2- Alimentation

Le maïs est un aliment de base pour les poules. Une poule pondeuse adulte mange entre 100 et 150 grammes de provende par jour soit environ 45 kg/année, en sachant qu'elle mange plus en hiver qu'en été pour résister au froid, et que les besoins augmentent aussi pendant la période de mue (renouvellement des plumes, les anciennes plumes commencent par tomber et sont remplacées simultanément par de nouvelles plumes), les besoins alimentaires sont représentés dans le **Tableau I** (Sauveur, 1986).

1.3- Reproduction

La poule atteint l'âge adulte et pond (même en l'absence d'un coq) à partir de l'âge de 5 à 9 mois (selon les races). L'œuf ne peut bien sûr être fécondé que s'il y a présence d'un coq. Il est conseillé pour obtenir un bon résultat de fécondation d'avoir un bon cheptel, un coq

Pour 10 poules en races légères, 1 coq pour 8 poules en races moyennes et 1 coq pour 6 poules en races lourdes (Beddington R. et *al.*, 1999).

Dans son aire d'origine, elle pond toute l'année, les saisons n'étant pas marquées. Dans les zones tempérées, elle cesse de pondre quand les jours raccourcissent (de août à décembre) (Beddington et *al.*, 1999).

La segmentation ne se fera qu'au pôle animal, là où le vitellus est le moins abondant. Cependant La gastrulation (4h-50h) est une phase qui permet aux différents feuillets embryonnaires d'arriver à leur disposition finale. Elle s'accompagne de différents mouvements cellulaires, des ensembles cellulaires assez éloignés pourront alors entrer en contact, ce qui permettra des inductions entre les différents tissus. A la fin de la gastrulation, les organes sont plus ou moins en place c'est l'organogenèse (50 heures-21 jours), au 21^{ème} jour y a éclosion (**Figure 3**) (Beaumont F et *al.*, 1998).

Tableau I : Représentation des besoins alimentaires standards des poules et poulets (Amghar M. et Boulahouat N, 2010).

Age	Alimentation
Poulets de moins de 28 jours: 50 % de céréales	<p>Céréales : blé, orge, sorgho blanc (sans tanins), vesce, triticales, avoine, grand mil</p> <p>Protéagineux et légumineuses : Pois, féveroles à fleurs blanches et /ou colorées, pois-chiches, luzerne, Sulla, lupin</p>
Plus de 28 jours; 75 % de céréales	<p>Parcours : plantation d'arbres et arbustes</p> <p>Autres introduction : farine de caroube, son de blé, figues sèches.....</p> <p>Minéraux et vitamines</p>

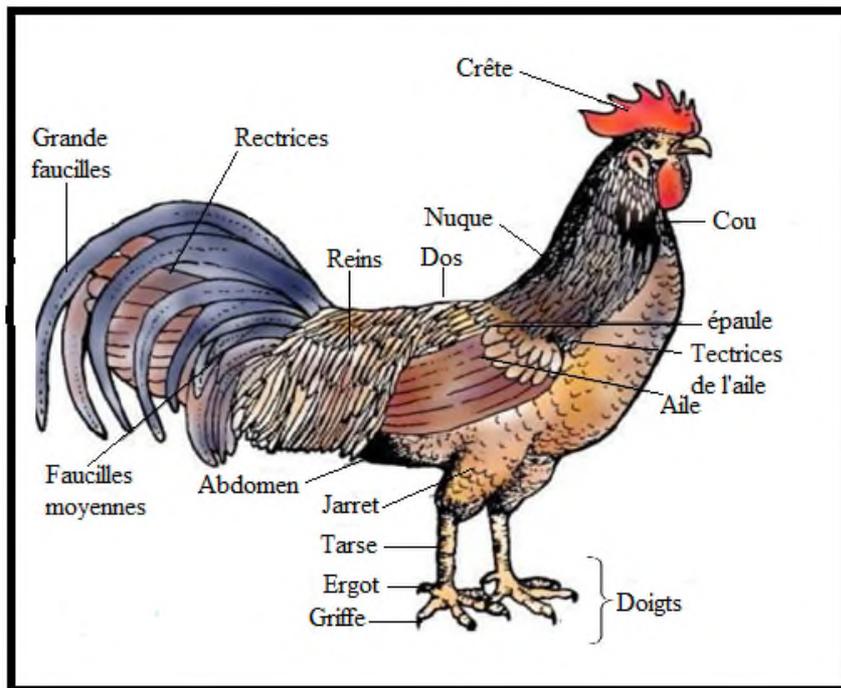


Figure 1: La morphologie du coq (Sid H, Benaicha A., 2008).

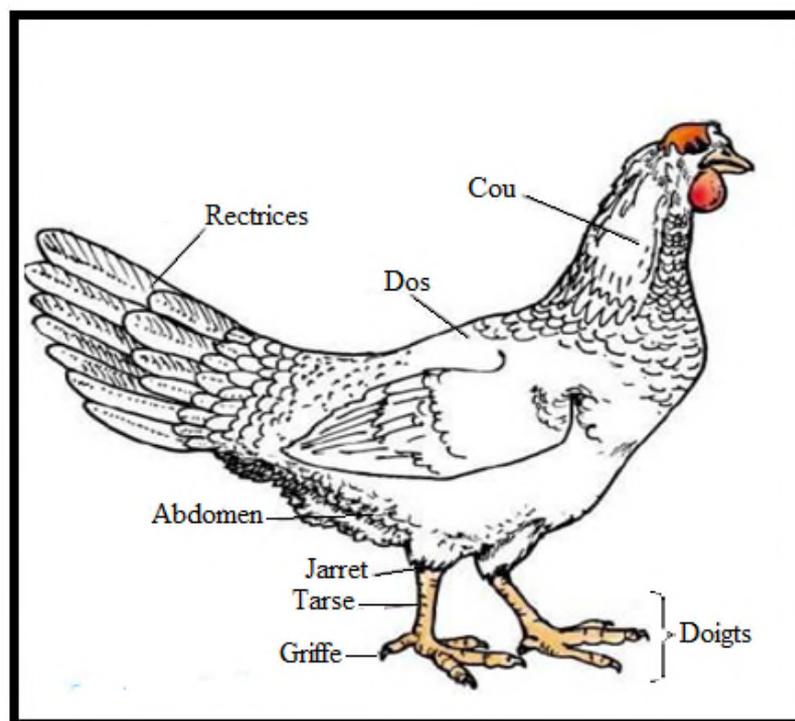


Figure 2 : La morphologie de la poule (Sid H, Benaicha A., 2008).

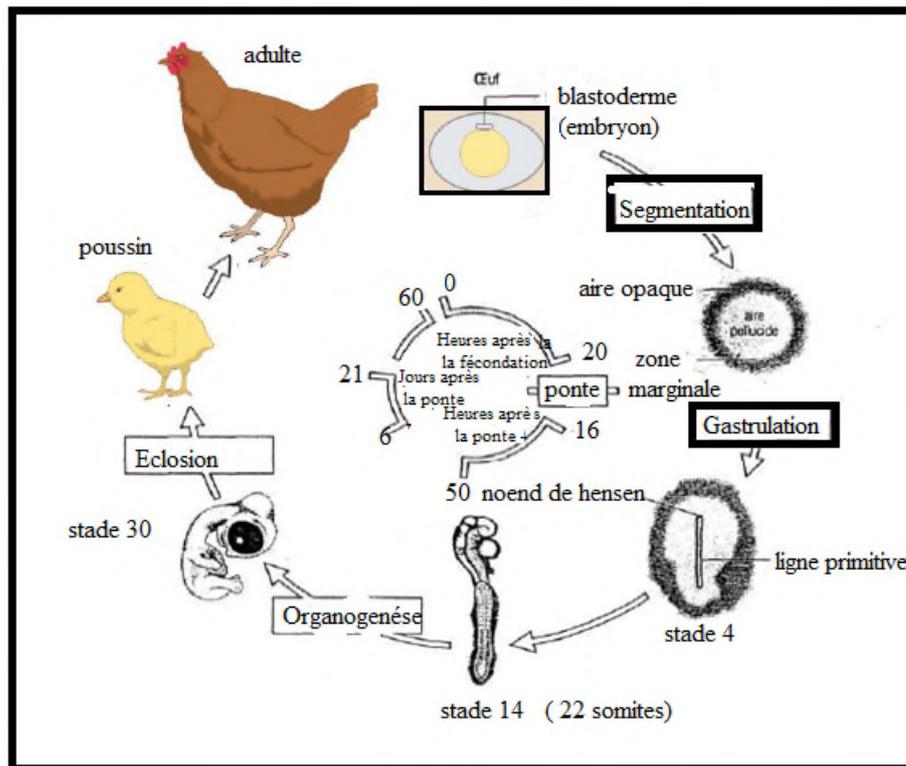


Figure 3 : Cycle de reproduction du poulets (Beddington R *et al.*, 1999).

1.4- L'organisation de l'œuf de la poule « *Gallus gallus domesticus* »

L'œuf de poule « *Gallus gallus domesticus* » est un ovocyte télolécithe, contenant une très grande quantité de vitellus, réserves nutritionnelles qui assureront entièrement le développement de l'embryon jusqu'à l'éclosion (Favier, 2011).

La coquille d'œuf constitue donc une enveloppe protectrice naturelle qui confine les réserves nutritionnelles, régule les échanges de l'embryon avec le milieu extérieur (Belesbois E., 2011).

Le vitellus (jaune) est plus riche en graisse et en pigment que le vitellus nocturne qui est blanc, le col et le noyau de Pander marquent le chemin de migration de la cicatricule encore appelée disque germinatif vers la surface du cytoplasme pendant la croissance de l'œuf. La cicatricule, de 3 mm de diamètre, marque le pôle animal de l'œuf; constituée de cytoplasme sans réserves dans lequel se trouve le noyau, elle seule se segmentera.

Une membrane vitelline constituant une membrane primaire entoure primitivement l'ovule. Puis, qu'il y ait eu fécondation ou non (Belesbois E., 2011).

Le blanc ou albumine se forme en trois heures dans une portion égale à la moitié de la longueur de l'oviducte (le magnum), puis la membrane coquillière se dépose dans l'isthme, et la structure de l'œuf est sur la (**Figure 4**).

L'oviducte chez la poule adulte se présente comme un tube qui peut être divisé en cinq zones distinctes:

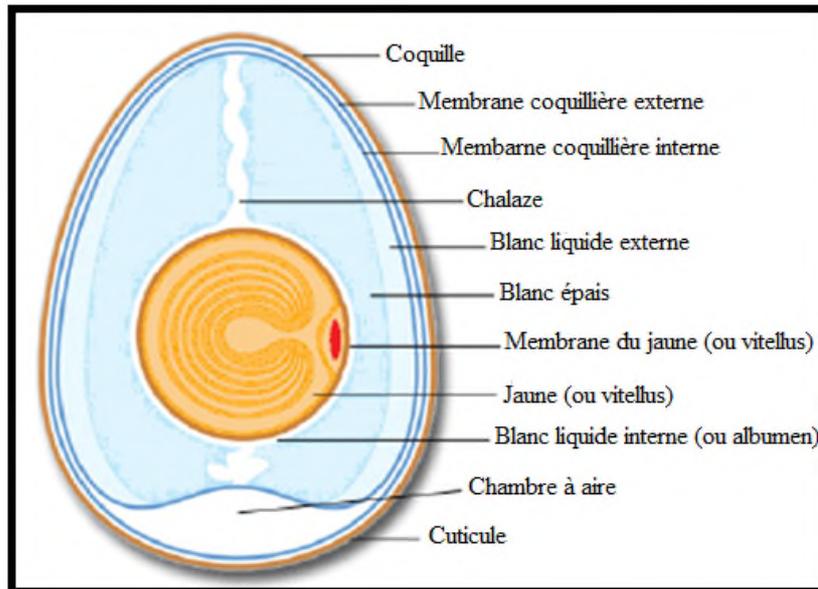


Figure 4: Représentation schématique de l'œuf de la poule (Jonchere., 2010).

1.4.1- Appareil reproducteur

1.4.1.1- Morphologie et anatomie des organes génitaux

L'appareil reproducteur femelle est composé de deux parties essentielles. L'ovaire et l'oviducte. Il s'agit d'un appareil dit impaire parce que seul l'ovaire et l'oviducte gauche subsistent chez la poule adulte (**Figure 5**) (Brèque et *al.*, 2003).

-L'oviducte

L'oviducte représente les voies génitales de la femelle, l'oviducte a un double fonction. Premièrement, cet oviducte est chargé de «récupérer» lors de l'ovulation l'ovocyte mature, puis de l'entourer successivement d'une MPVE, du blanc d'œuf, des membranes coquillères et de la coquille. L'ensemble est indispensable au développement de l'embryon. Sa deuxième fonction consiste à assurer la remontée des spermatozoïdes vers le site de fécondation, à abriter cette fécondation puis à soutenir les premières divisions zygotiques jusqu'à la ponte (**Figure 6**).

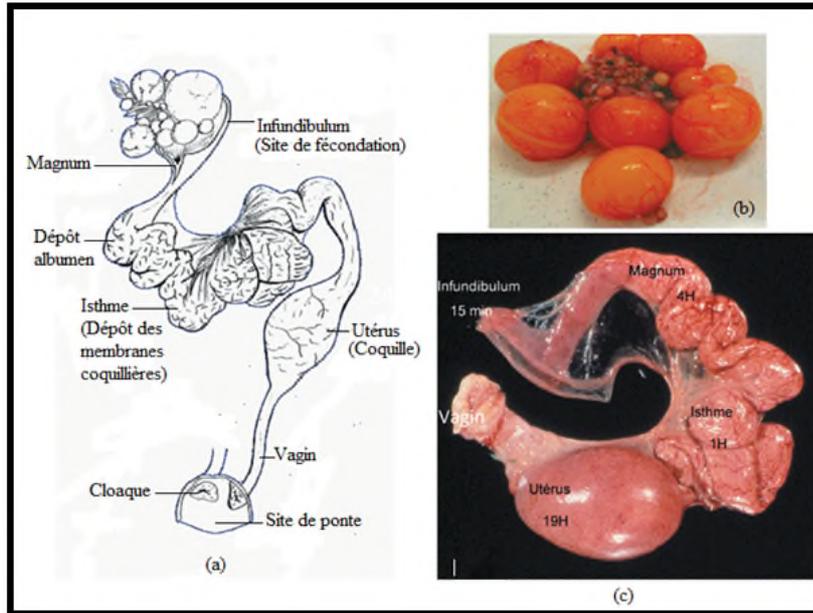


Figure 5 : Système reproducteur de la poule adulte. (a) schéma de l’ovaire et de l’oviducte de poule (Brèque *et al.*, 2003); (b) L’ovaire (gauche) et sa grappe ovarienne; (c) Un oviducte de la poule pondeuse (Elis, 2007).

Repères anatomique		Fonctions	Temps
OVAIRE	Dimension (cm) 7	Follicules	 Dépôt du jaune 10j Ovulation 0
		9	
OVIDUCTE	33	Magnum	Dépôt du blanc 3h30
	10	Isthme	Dépôt des membranes coquillières 1h15
	10	Utérus	Dépôt de la coquille 21h
	10	Vagin	Expulsion de l’oeuf (oviposition)

Figure 6: La cinétique des dépôts et lieu de formation de l’œuf de la poule (Jonchere, 2010).

- **L'infundibulum** ou pavillon est le site de fécondation. A l'ovulation, l'infundibulum déclenche des contractions qui le Conduiront à l'ovocyte mûr encore sur la grappe ovarienne (Mann., 2008).

- **Le magnum** Après dépôt de la MPVE, l'ovocyte, fécondé ou non, passe environ 4 h dans le magnum, principal lieu de sécrétion des protéines du blanc d'œuf (Dubiard G et al., 2010).

-**l'isthme** où l'œuf séjourne environ 1h30 et surtout l'utérus où il passe près de 20 h. Si l'ovocyte a été fécondé, la fusion des pronuclei mâle et femelle se produit 3 h après la fécondation, lorsque l'œuf est encore dans le magnum.

- **L'oviducte distal et le zygote**

La première division du nouveau zygote se produit au moment où l'œuf arrive dans l'isthme plus de 4 h après la fécondation. Les divisions du zygote vont alors s'enchaîner à un rythme très élevé

1.5- Les gamètes

1.5.1- Le gamète mâle

Les spermatozoïdes sont produits par les deux testicules (gauche et droit) logés à l'intérieur de la cavité abdominale. La spermatogénèse se produit donc à la température du reste du corps de ces animaux homéothermes (41-43°C), la durée de la spermatogénèse est d'environ 14 jours, le transit dans les voies déférentes mâles d'environ 24 h, mais la conservation des spermatozoïdes fécondants dans les Glandes Utéro-Vaginales (GUV) de la femelle peut aller jusqu'à 3 semaine, et la forme de spermatozoïde est montré sur la **(Figure 7)** (De Reviens., 1988).

1.5.2- Le gamète femelle mature

Le gamète femelle, l'ovocyte, est produit dans l'ovaire gauche bien souvent unique de la femelle adulte. L'ovule mature présent dans les gros follicules de la grappe ovarienne de la femelle adulte et dont la libération dans l'infundibulum (ponte ovulaire) permet d'engager le processus de fécondation **(Figures 8)** (Belesbois E., 2011). L'ovocyte mature est volumineux, mais avec de très grandes variations et principalement composé de vitellus **(Figures 8a et 8b)**

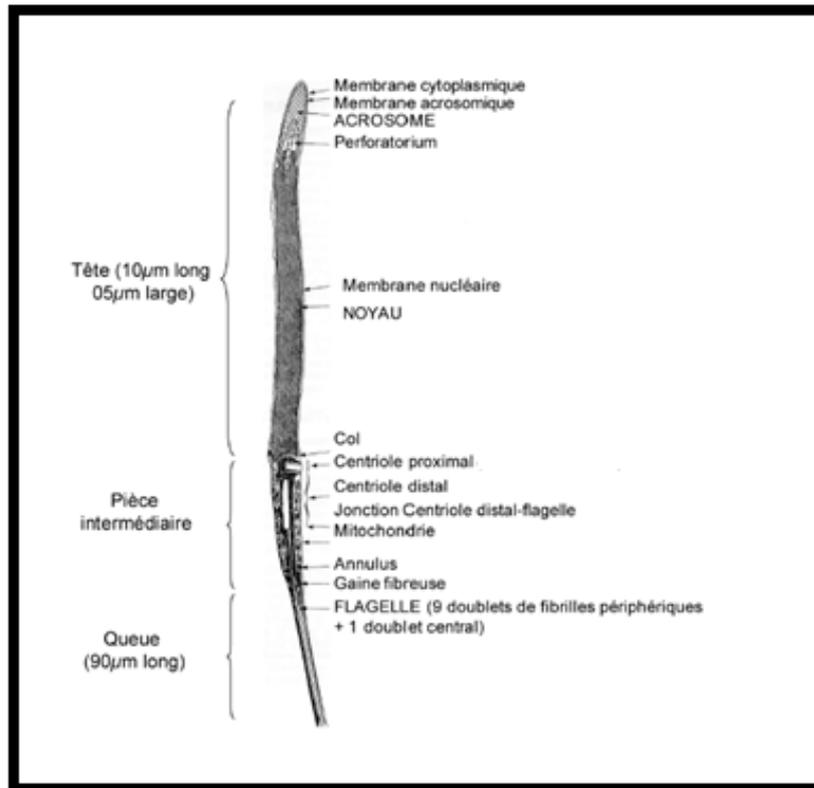


Figure 7: Schéma de l'ultra-structure d'un spermatozoïde de coq (De Reviere, 1988).

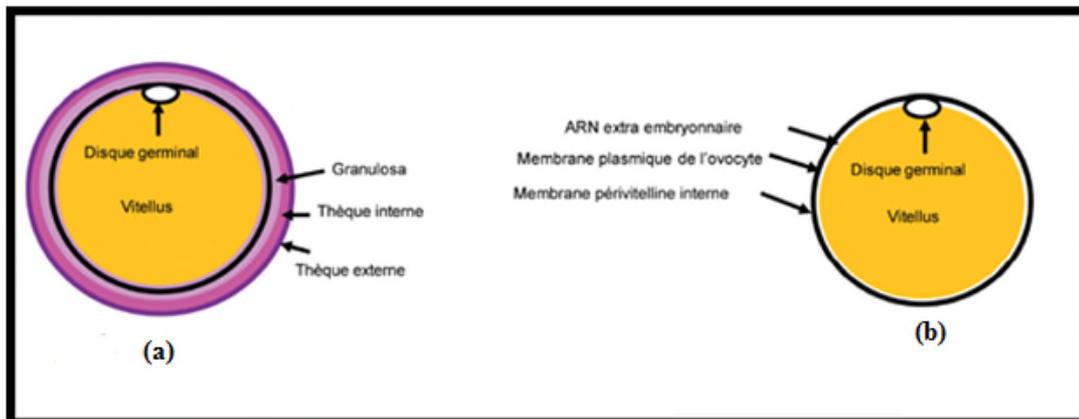


Figure 8 : L'ovocyte de poule. (a) Schéma d'un follicule mature prêt à ovuler. En périphérie, de l'extérieur vers l'intérieur. (b) Schéma d'un ovocyte mature (Elis, 2007). finale de l'œuf quand l'embryon a alors 30 à 50 000 cellules (Gilgienkantz S, 2004).

1.5.3 - L'accouplement

La rencontre des deux gamètes s'opère à l'issue d'une insémination naturelle. Les spermatozoïdes issus d'accouplements réalisés avec des mâles pourraient être rapidement expulsés. Au contraire, les gamètes provenant de mâles appréciés par les femelles les spermatozoïdes sont libérés dans la lumière de l'utérus par des mécanismes inconnus mais qui pourraient être passifs selon certains auteurs ou au contraire impliquer la motilité des gamètes (Froman., 2003).

La réaction acrosomique semble ne pas exister. Les spermatozoïdes éjaculés sont capables d'initier sans délai cette réaction à condition d'être en présence de calcium et de membrane périvitelline (Lemoine et *al.*, 2008).

2- L'incubation des œufs

L'incubation est la dernière étape qui conduit à l'obtention de nouveaux individus. Quelles sont les circonstances d'un bon développement embryonnaire? Quelles sont les meilleures conditions d'incubation et quelles sont les conditions à réunir pour obtenir les meilleurs éclosabilités?

2.1- Le choix des œufs à incuber

Tous les œufs pondus ne sont pas systématiquement incunables. Certains œufs peuvent avoir de mauvaises caractéristiques (œuf trop gros, trop petits, difformes, trop sales ou fêlés, coquille mince ou craquée) (Lee Cartwright, 2000).

Il est préférable de couvrir des œufs de calibres assez proches. Pour ce faire les œufs doivent être calibrés (Sauveur, 1988).

2.1.1- Soins et désinfection des œufs

Ils existent usuellement deux voies de contamination de l'œuf dites respectivement verticales et horizontale (sauveur, 1988).

Les œufs à incuber sont d'abord obligatoirement lavés avec de l'eau potable qui doit avoir une température supérieure d'au moins 15 °C à celle de l'œuf mais qui ne dépasse pas 55°C (Lee Cartwright, 2000).

2.1.2 Stockage des œufs

La durée du stockage dans tous les cas et les souhaitables d'incuber les œufs le plutôt possibles après leurs pontes (Sauveur, 1988).

2.1.3 Position et retournement des œufs stockés

Si la durée de stockage ne dépasse pas 10 jours. Le retournement des œufs dans ce cas n'est pas strictement nécessaire. Dans le cas d'un stockage de plus de 10 jours, les œufs doivent être entreposés sur le côté pour garder un angle de 45 (Lee Cartwright, 2000).

2.1.4 Température, humidité relative et ventilation durant le stockage :

La température de stockage doit être comprise entre 8 et 22. Un bon stockage requiert une humidité relative stable. Elle doit être comprise entre 70 et 85 %. Le dégagement de CO₂ par l'œuf entraîne une chute de ses qualités intrinsèques (Wageningen N.V. *et al.*, 2000).

2.2. Incubation**2.2.1 Désinfection et préparation de l'incubateur**

L'incubateur doit être préparé au moins deux jours avant l'arrivée des œufs. La désinfection étant une condition obligatoire.

Les paramètres d'incubation sont ajustés et contrôlés bien avant le début de l'incubation de manière à déceler tout éventuel dysfonctionnement de l'incubation, et à assurer un environnement stable aux œufs dès leur arrivée (Lee Cartwright, 2000).

2.2.2 Pré-incubation des œufs à couvrir

Cette pratique appelée aussi pré-chauffage et consiste à réchauffer les œufs avant leur introduction dans l'incubateur pour éviter de causer des écarts thermiques d'incubation par les œufs froids (Le Douarin P., 2004).

2.2.3- Paramètres d'incubation

- Durée d'incubation : la durée d'incubation est de trois semaines (21 jours).
- Température : la température d'incubation idéale est de 37,5 °C (Aïli, 2005).
- Hygrométrie : l'hygrométrie d'incubation optimale est de 50 à 60%, ventilation.
- Position et retournement des œufs : durant l'incubation il est impératif de placer les œufs la pointe vers la gauche (Wageningen N.V. *et al.*, 2000).

2.3 Mirage et retrait des œufs infertiles

Pour détecter et éliminer les œufs claires et les mortalités embryonnaires précoces, le mirage des œufs peut s'avérer être la seule pratique qui le permet elle n'est effectuée en pratique que le 5ème au 7ème jour d'incubation ou bien du 8ème au 12ème (Ernst R.A *et al.*, 2004).

2.4 Eclosion

Le stade d'éclosion correspond aux 2 à 3 derniers jours d'incubation. A partir du 19ème jour le taux d'échange gazeux entre l'œuf et l'environnement augmente du fait de la mise en place de la respiration aérienne (Wageningen N.V *et al.*, 2000).

2.5 Mortalités embryonnaires

L'échec de l'éclosion peut avoir comme cause une infertilité de l'œuf ou bien une mortalité embryonnaire (Wilson H .R, 2004).

Des malformations d'origine embryonnaires survenant à l'éclosion peuvent être observées chez les poussins d'un jour (Le Douarin, 2004).

3. Développement embryonnaire et génomique du poulet « *Gallus gallus domesticus* »

Le développement embryonnaire s'effectue au cours d'une période d'incubation pendant laquelle l'œuf est maintenu à une température aux alentours de 38-39°C.

3.1 La fécondation

La fécondation est initiée par la fixation des spermatozoïdes sur la MPVI. Cette fixation des protéines ZP (zone pellucide) de la MPVI (membrane périvitelline) (Horrocks *et al.*, 2000).

La mobilisation de calcium qui pourrait contribuer à l'activation de l'ovocyte et la membrane externe de l'acrosome se rompent et fusionnent, ce qui conduit à leur vésiculation et finalement à leur disparition de la région acrosomique (**Figure 9**) (Okamura et Nishiyama, 1978).

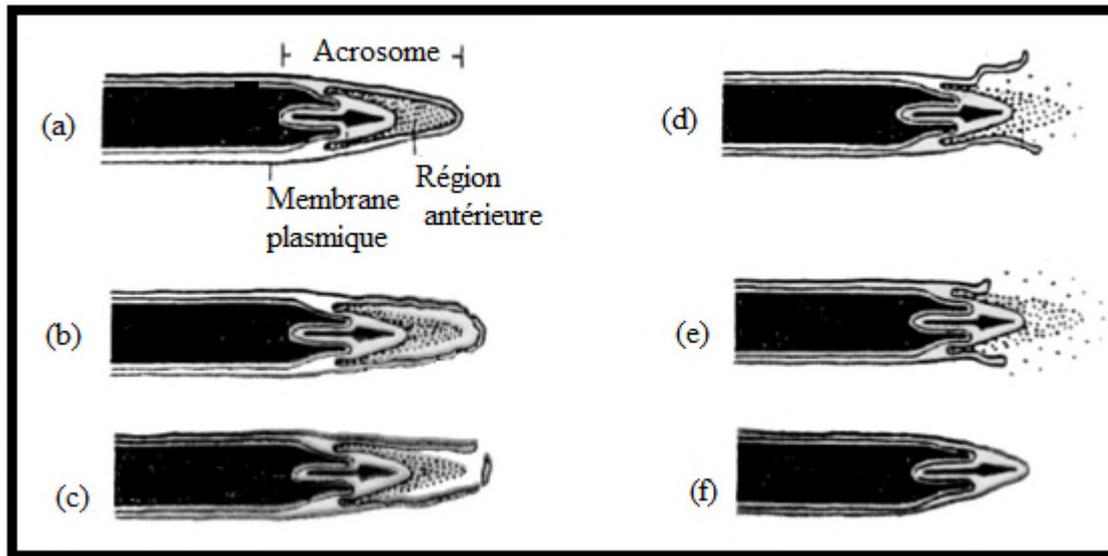


Figure 9 : Schéma du déroulement de la réaction acrosomique chez le coq (Okamura et Nishiyama., 1978).

(a) : Région antérieure de la tête de spermatozoïde intacte

(b) : étape initiale de la réaction acrosomique.

(c) : ouverture de l'acrosome dans sa région apicale par fusion avec la membrane Plasmique et de la membrane acrosomique externe.

(d) et (e) : derniers stades de la réaction acrosomique, les membranes ont fusionné et disparaissent.

(f) : tête d'un spermatozoïde après la réaction acrosomique la membrane acrosomique interne.

3.2 La segmentation

L'œuf de la poule se caractérise par une segmentation partielle qui n'intéresse que le disque germinatif (segmentation discoïdale). Son cytoplasme est dépourvu de réserves et contient le noyau de fécondation. La segmentation se produit dans l'oviducte et commence 5 heures après la fécondation pour s'achever au bout de 24 heures.

Les premiers blastomères, jusqu'au stade 16 cellules, n'ont pas de membrane plasmique inférieure. On distingue alors plusieurs régions dans le blastoderme. Au centre, l'aire pellucide avec les cellules au-dessus de la cavité de segmentation. À la périphérie, l'aire opaque qui comprend 3 zones. La zone de recouvrement, où les mitoses sont actives, montre des blastomères bien individualisés au contact du vitellus (**Figure 10a, 11a**) (Scott et Gilbert, 2004).

Le blastodisque en segmentation ou blastoderme compte 8 blastomères centraux à limites nettes et 8 blastomères périphériques dont les limites avec le vitellus sont peu distinctes. Aux stades 32 et 64, les blastomères centraux acquièrent une limite inférieure. Plusieurs assises cellulaires se mettent en place par multiplication des cellules du disque central. Une cavité se creuse entre celles-ci et le vitellus sous-jacent formant le blastocèle primaire (**Figure 10b, 11b**).

3.3- Pré-gastrulation

3.3.1- Mise en place de l'hypoblaste (feuillet interne)

Après l'incubation, l'hypoblaste apparaît à la face inférieure de l'aire pellucide unistratifié. Ces cellules proviennent de la polyinvagination d'îlots cellulaires issus de l'aire pellucide et une nappe de cellules provenant du bord postérieur du blastoderme qui progresse vers l'avant au passage des îlots précédents. Le blastoderme est alors diblastique, son feuillet inférieur, l'hypoblaste (Beaumont *et al.*, 1998).

3.4- Gastrulation

Après environ 4 heures d'incubation, les cellules du blastoderme subissent des mouvements coordonnés qui marquent le début de la gastrulation. En plus des deux premiers feuillet embryonnaires ectoderme et endoderme, la gastrulation, correspond à la mise en place du 3^{ème} feuillet embryonnaire moyen, le mésoblaste (ou mésoderme) à l'origine du squelette et des muscles (Batelier *et al.*, 2004). La mise en place de ce feuillet s'effectue par un épaissement de la partie postérieure de l'aire pellucide et s'allonge antérieurement.

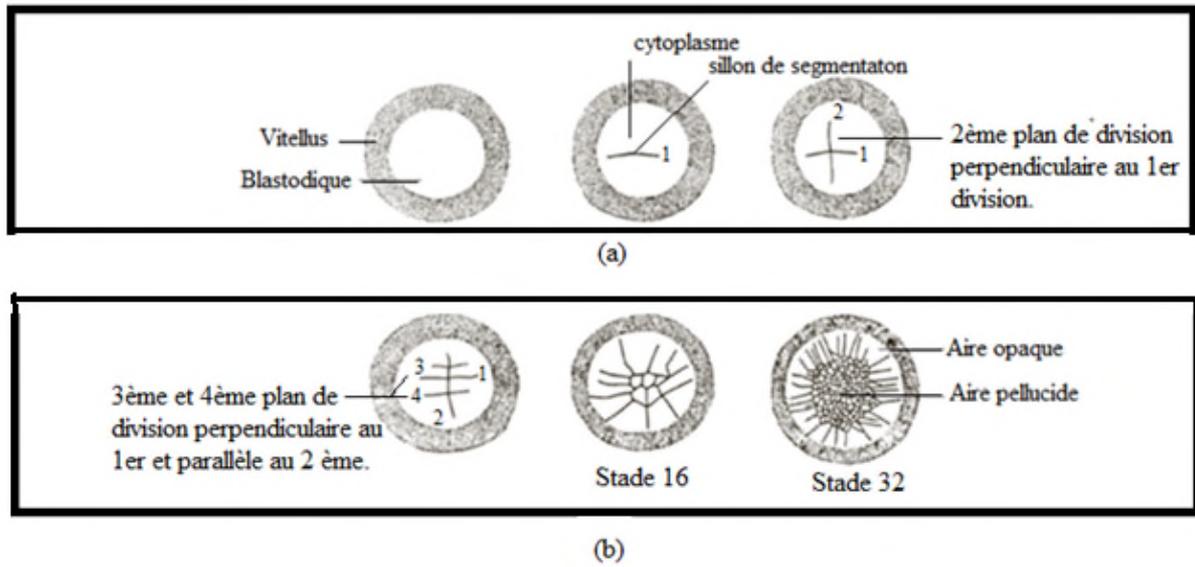


Figure 10 : Les étapes initiales de segmentation (Rabbani M.G. et al., 2006).

Temps a près Ovulation	Sites anatomiques	Stade du germe	Schéma du germe
15 min	Infundibulum	/	/
4-5 h	Isthme	Morula	<p>Vitellus coupe au stade 8 (a)</p>
5-23h	Utérus	Blastoderme primaire	<p>Aire opaque Aire pellucide Blastocèle primaire (b)</p>
23-25h	Utérus	Blastoderme secondaire	<p>Aire opaque Région antérieure Blastocèle secondaire Région postérieure Couche cellulaire intermédiaire</p>

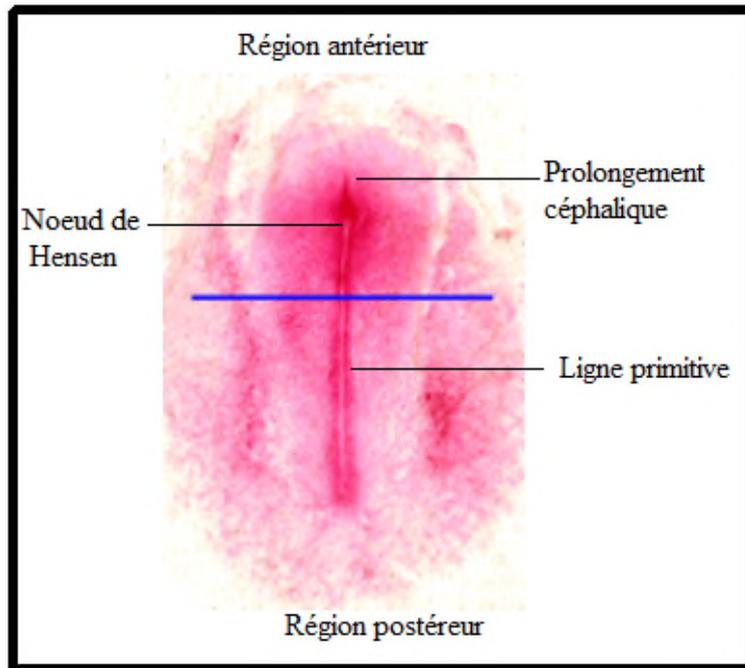
Figure 11 : Schéma des premières segmentations embryonnaires dans l’oviducte de la poule (Sauveur, 1988).

Il aboutit à la formation (6-7 h d'incubation) d'une ligne sombre épaisse et formant ainsi la ligne primitive.

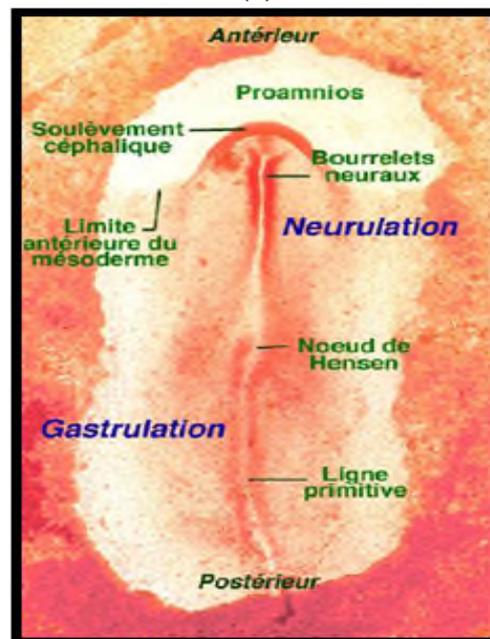
La ligne primitive s'allonge et l'étalement de blastoderme prend une forme de poire à la surface du vitellus. Sa longueur maximale (1,7 mm) est atteinte vers la 18-19^{ème} h. Son extrémité antérieure s'épaissit et forme le nœud de Hansen (**Figure 12a**) (Beaumont *et al.*,1998).

A 18 heures, les ébauches présomptives des divers organes sensoriels (placodes) sont déjà en place.

Après la 20^{ème} heures, la métamérisation fait naître une paire de somites environ toutes les 90 minutes à partir du mésoderme paraxial insegmenté. La morphogenèse est plus avancée dans la région antérieure que dans la région postérieure. Ce stade met bien en évidence la neurulation qui commence dans la région antérieure alors que la gastrulation régresse dans la région postérieure vers la fin de la gastrulation (**Figure 12 b**).



(a)



(b)

Figure 12: Embryon de poule domestique (a): Embryon de 18 heures d'incubation,
(b): Embryon de 20 heures d'incubation (Scott F et Gilbert, 2004)

Les Mouvements morphogénétique sont représentés dans le **Tableau II** (Scott F, Gilbert, 2004).

La progression de la morphogenèse somitique s'effectue dans le sens antéro-postérieur. Comme dans les stades précédents (**Tableau III**).

Tableau II : Les mouvements morphogénétiques (Delarue, 2004).

Mouvement	Définition
Embolie ou invagination	Le repliement d'un feuillet cellulaire dans le blastocœle. Le mouvement d'embolie s'emploie surtout par les embryons dotés d'un blastocœle important et de blastomères végétatifs peu vitellins, de petite taille. Le feuillet cellulaire de l'hémisphère végétatif s'enfonce dans le blastocœle qui devient réduit. L'invagination délimite une structure tubulaire, l'archentéron, tube digestif embryonnaire, ouvert sur l'extérieur par le blastopore. On assiste ainsi à l'ébauche du tube digestif, qui a valu son nom au stade.
Epibolie	Lorsque les blastomères végétatifs sont trop volumineux pour s'invaginer dans le blastocœle ou que ce dernier est réduit ou absent, le feuillet cellulaire de l'hémisphère animal migre par dessus le feuillet végétatif et le recouvre. Ce dernier atteint donc une position interne de façon passive.
Migration cellulaire ou ingression	Migration de cellules individuelles, plutôt que d'un feuillet comme les mouvements précédents, dans le blastocœle où elles s'agencent pour former l'endoderme ou le mésoderme.

Tableau III: Les stades de développement embryonnaire de la poule domestique selon HH (Hamberger et Hamilton, 1951).

Stade H-H	Temps d'incubation	Nombre de Somites (en paire)
1	0-4h	
2	5-7h	
3	7-10h	
3+	13-15h	
4	18-19h	
5	19-22h	
6	23-25h	
7	23-26h	1
8	26-29h	4
9	29-33h	7
10	33-38h	10
11	40-45h	13
12	45-49h	16
13	48-52h	19
14	50-53h	22
15 -16	50-56h	24 -28
16 - 18	51-68h	26 -36
19-20	68-72h	37 -43
21-22	3 ½ - 4j	44
23-24	4 - 4 ½	
25	4 ½ -5 j	
26	5 j	
27-28	5 -6 j	
29	6 – 6 ½ j	
30-31	7 – 7 ½ j	
32-34	8 - 8 ½ j	
35	8 ½ -9 j	
36-37	10 -11 j	
38	12 j	
39	13 j	
40	14 j	
41-42	15 -16 j	
43	17 j	
44	18 j	
45	19 -20 j	
46	20 -21 j	

3.5- La Neurulation

Au fur et à mesure que la ligne primitive régresse vers la région postérieure, l'ectoderme superficiel antérieur se plisse pour former les bourrelets neuraux. C'est le début de la neurulation. Parallèlement, l'extrémité antérieure de l'embryon se soulève en une structure qui ébauche la tête. Il s'agit du soulèvement céphalique (**Figure 13 a**) (Le moigne, 1989).

A 25-26 heures, le soulèvement céphalique s'accompagne de la formation du tube digestif antérieur. Ventralement, l'endoderme s'enroule en doigt de gant et forme une poche largement ouverte vers l'arrière. C'est la porte intestinale antérieure. Dorsalement, les bourrelets neuraux céphaliques sont affrontés. Alors que la neurulation se poursuit dans la région troncale, la ligne primitive et le noeud de Hensen sont relégués dans la région tout à fait postérieure encadrés par le soulèvement des bourrelets neuraux. Cet ensemble forme le sinus rhomboïdal.

La formation du cerveau antérieur se fait vers 30-33 heures. La fermeture du tube neural s'achève au niveau caudal après 44 heures d'incubation (Delarue, 2004).

Aux stades où l'embryon est déjà formé une dizaine de somites, la région antérieure montre clairement le modelage de la tête avec notamment, le cerveau. Ventralement, dans la zone de transition entre la tête et le tronc, le cœur est également constitué, la suite des premiers battements cardiaques (vers la 35^{ème} heure d'incubation) (**Figure 14a**).

Le cerveau embryonnaire montre la succession classique des trois vésicules primaires, mésencéphale et rhombencéphale (Scott F et Gilbert, 2004).

3.6- L'organogenèse

L'organogenèse, c'est à dire la formation des organes à partir des trois feuilletts embryonnaires précédemment mis en place. Le mouvement de recul du noeud de Hensen et de la ligne primitive ne s'achève que vers la 48^{ème} heure d'incubation, alors que l'organogenèse a déjà commencé (Scott F et Gilbert, 2004).

3.5.1 De 48 à 96 heures d'incubation

Jusqu'à 18 somites, l'embryon est couché ventralement sur le jaune. A partir du la 19^{ème} heure de somite, soit environ après 48 heures d'incubation, la tête ébauche un mouvement de torsion qui se propage pendant l'organogenèse, jusqu'à l'extrémité postérieure de l'embryon. La progression de ce mouvement est bien perceptible entre 55 et 68 heures d'incubation (**Figure 14 b**). Finalement, après 72 heures d'incubation, l'embryon est entièrement couché sur son côté gauche (Scott et Gilbert, 2004).

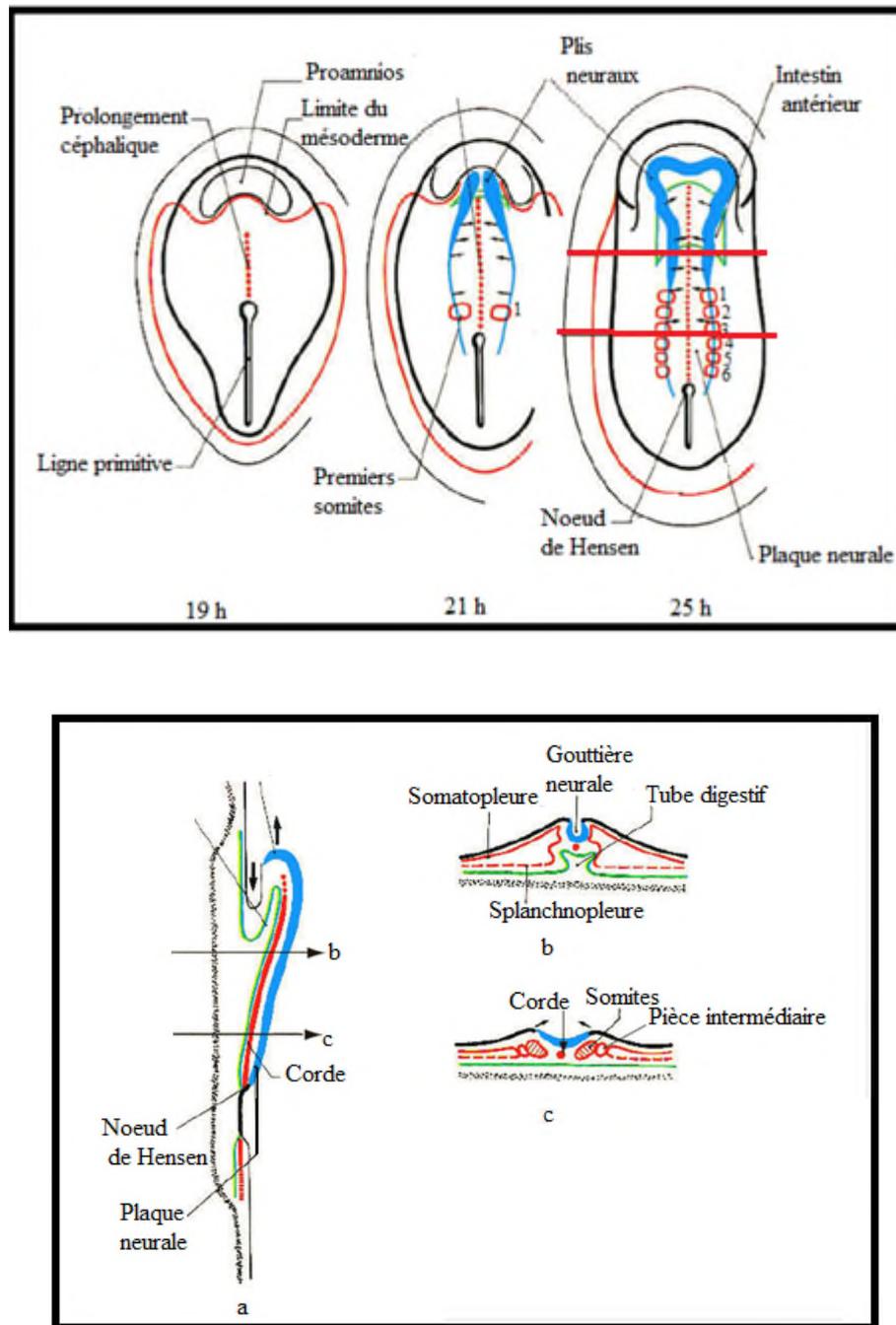


Figure 13 : Neurulation chez l'embryon de poulet « *Gallus gallus domesticus* ». 3 stades sont représentés : 19 h, 21 h, 25 h. La coupe sagittale (a) et les 2 coupes transversales (b et c à droit) correspondent au stade 25 heures. Les lignes en rouge permettent de situer le niveau des structures observées sur les coupes b et c (Le moigne A., 1989)

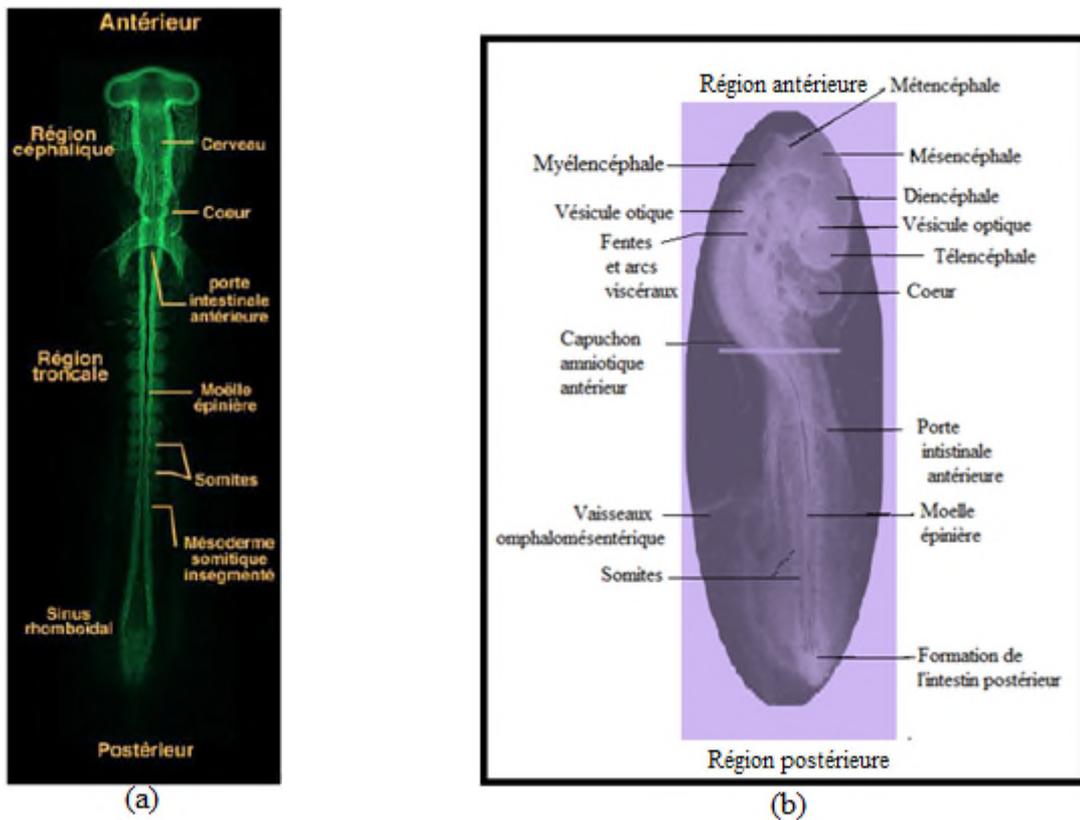


Figure 14 : Embryons de poule domestique **(a)**: 38 heures ; **(b)**: 68 heures d'incubation (Scott F et Gilbert., 2004).

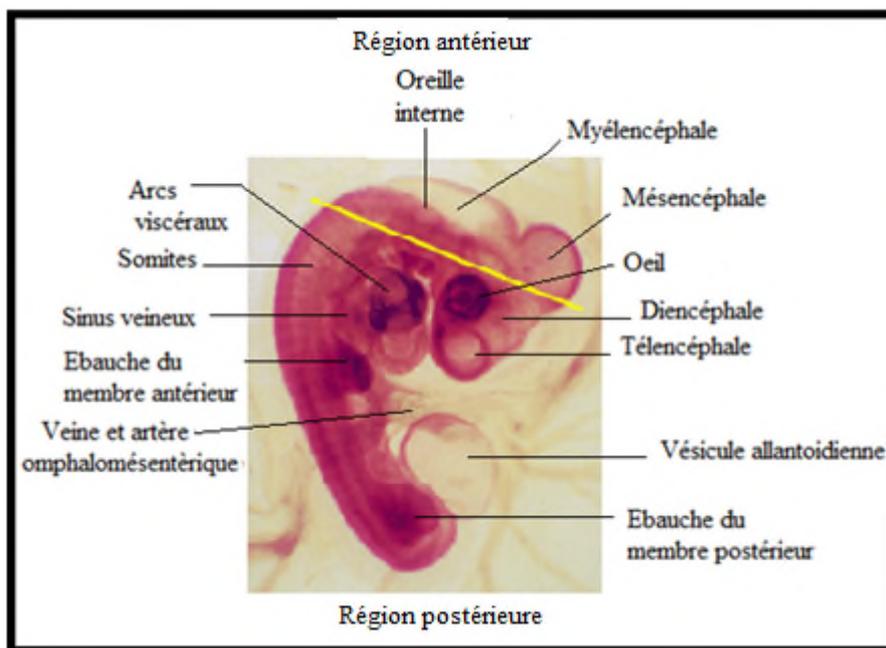


Figure 15: Embryon de poulet à 84 heures d'incubation (Scott et Gilbert, 2004).

Durant l'organogenèse, l'embryon accentue sa croissance, sa taille augmente et la forme des organes se précise. C'est ainsi que les ébauches des membres devenues proéminentes se présentent sous forme de palette à 84 et 96 heures d'incubation (**Figure 15**) (Scott et Gilbert, 2004).

Les événements des autres stades de développement embryonnaire sont représentés sur le (**Tableau V**) et la présentation de l'œuf à différents stades embryonnaire est sur la **Figure 16**

4. La mise en place des annexes embryonnaires

Ce sont des formations d'origine ectodermique, mésodermique et endodermique qui se développent hors du corps de l'embryon proprement dit. Les feuillets embryonnaires

4.1 Vésicule vitelline

L'endoderme n'est qu'un mince feuillet aplati au-dessus d'une petite cavité, l'archentéron (Carlson, 1981).

4.2 Cavité amniotique

La cavité amniotique se forme à partir de 30 à 33 heures d'incubation, à partir de deuxième feuillet (Picaud *et al.*, 2004).

4.3 Allantoïde

C'est un diverticule endodermique, issu de la face ventrale de l'intestin postérieur, qui apparaît à 60 heures d'incubation (Le moigne A., 1989).

4.3.1 Fonctions de l'allantoïde

Respiratoire : Le feuillet mésodermique qui double l'allantoïde, la splanchnopleure extra-embryonnaire, est vascularisé et s'applique contre la séreuse. (Le moigne A., 1989).

Nutritive : L'allanto-chorion est un site d'absorption d'une partie des sels de Ca^{++} de la coquille à laquelle il est accolé.

Excrétrice : L'allantoïde accumule les déchets éliminés par les reins (la vessie) (Le moigne A., 1989).

Tableau IV: Les différents stades de développement embryonnaire de la poule (3- 21) jours d'incubation (Houillon, 1967).

Jours d'incubations achevées	Stade de développement	Taille (cm)	Événement visible
3	20 fin de la endothermique	1	40 à 43 somites. Bourgeons des pattes et des aile visible. Flexion cervicale total. Allantoïde en petite vésicule. Amnios entourant l'embryon.
4	24 Début de la période exothermique	1,3	Embryon totalement à gauche ; ensemble spiralé. Bourgeons des membres plus longue que larges. Plaque digitale visible sur les pattes mais non sur les ailes. Séréuse et allantoïde fusionnés. Première mouvement de la tête
5	26		Premiers mouvement de tronc.
6	29	1,8	Première ébauche du bec. Contraction de l'amnios. 4doigts bien visible aux patte, 5 rudimentaire.
7	31		7ébauches de rangées de plumes dans la partie postérieure. Début des sacs aériens.
8	34	2,2	Cou bien différencié. Oreille externe bien visible. Bouche bien dessinée. Membres nettement articulés.
10	36		Ebauche de la crête (petite proéminence). Follicule plumeux sur le tibia. Début de fermeture des paupières.
12	38	4,5	Duvet visible sur les ailes. Méat auditif entouré de follicules plumeux. Paupières presque jointive.
14	40		Corps entièrement couvert de duvet. Œil fermé
16	42		Début d'orientation du corps selon le grand axe de l'œuf.
18	44		Tête nettement inclinée à droite (à partir du 17j) et engagée sous l'aile.
19-20	45	26	Bec dans la chambre à aire puis béchage. Début de respiration et de vocalisation. Sac vitellin inclus la cavité abdominale.
21	46		Éclosion



Figure 16 : Œuf de poule domestique observée à différents stades de développement embryonnaire (Carlson, 1981).

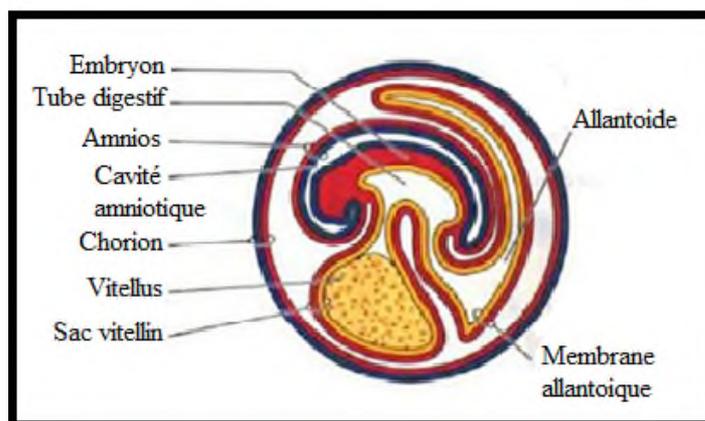


Figure 17: Représentation schématique des membranes extra-embryonnaires à partir d'une coupe transversale d'un embryon de poulet « *Gallus gallus domesticus* » âgé de 9 jours (Carlson, 1981).

Matériels et Méthodes

Présentation du milieu d'étude

Le présent travail a eu lieu au sein du Laboratoire d'Ecologie, Département de Biologie des Organismes et des Populations, Université Abderrahmane Mira-Bejaia. Bien que la période d'incubation de l'œuf de poulet soit de 21 jours, on observe des variations notables dans les stades de développement d'embryons, mis en incubation au même moment. Dans un premier temps, les œufs sont mis dans un petit incubateur ventilé (Eco Cell). Ils ont été maintenus à une température constante égale à 37,5C° ainsi que dans des conditions hygrométriques convenables.

Nos observations ont débuté au bout de 4 heures d'incubation (stade gastrulation). Les expériences sont poursuivies systématiquement sur tous les stades jusqu' à l'éclosion. Le développement embryonnaire est apprécié non à l'aide des temps d'incubation, mais grâce aux critères morphologiques définis par Hamberger et Hamilton (1951).

1-Matériel biologique

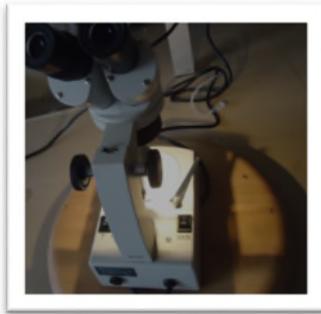
1.1- Les œufs

Ce travail est effectué sur des œufs de la poule domestique « *Gallus gallus domesticus* ». Ces œufs fécondés sont issus de différentes races et fermes avicoles gérées par un professionnel de la santé animale et respectant les mesures de prophylaxie sanitaire.

On a eu à notre disposition un total de 92 œufs de différentes origines. En effet, un premier lot de 32 œufs nous a été procuré par un zootechnicien du centre d'élevage avicole de samoun « ORAC Samoun : Office Régionale d'Aviculture du Centre Samoun ». On a eu aussi à notre disposition deux œufs doubles fécondés issus d'une fécondation in vitro qui s'est déroulé en Italie, ces œufs de souche Tetra SL.

Le deuxième lot comprend 30 œufs. Il a été ramené du centre d'élevage sis dans La commune d'El –Asnam de Bouira, La fécondation a été faite en Italie par une insémination artificielle et l'origine de souche Isa 15.

Le troisième lot, nous a été procuré par une enseignante (de notre département). Ces œufs (= 30) sont issus d'un élevage personnel (fécondation naturelle).



Loupe binoculaire



Balance



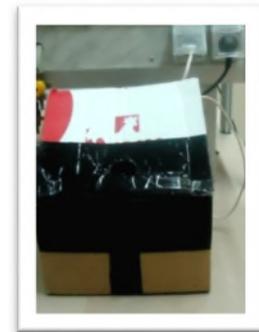
Etuve



Paraffine liquifiée à 60 °C



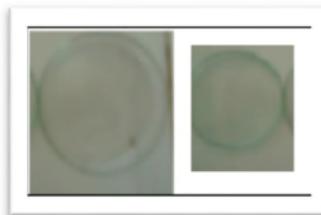
Ruban adhésif de 5 Cm de largeur



Mire-œufs artisanal



Support des œufs



Boite de pétri et verre à montre



Trousse de dissection



Micropipette de 1000 μ l



Pinceau

Figure 18 : Les différents matériels de manipulation.

2. Matériels techniques

Le matériel technique utilisé pour nos différentes observations et mesures est résumé sur la **Figure 18**:

- Etuve de laboratoire : C'est un appareil dans lequel on crée un environnement particulier, par l'intermédiaire d'un réglage précis de la température. L'étuve se présente comme une armoire en métal en harmonie avec un tableau de commande et se compose de différents éléments tels que des parois extérieures métalliques, une chambre intérieure, des plateaux, un système de chauffage et d'aération, et un régulateur de température.

- Support des œufs (en carton ou en plastique)

- Matériel de pesée constitué par une balance de précision.

- Matériel d'observation constitué par une loupe binoculaire composée de deux lentilles convergentes. La première est appelée objectif, elle grossit l'objet une première fois (x10), mais de très peu. C'est donc là qu'intervient la deuxième lentille appelée oculaire (x20) qui fera le plus gros travail, car elle doit encore agrandir plus l'image donnée par l'objectif.

- Trousse de dissection : Il s'agit d'un ensemble d'outils à dissection regroupant à la fois des ciseaux de dissection, des pinces de dissection, des instruments de découpe comme le scalpel, et du matériel divers.

- Ruban adhésif de 5 Cm de largeur: Il est utilisé pour recouvrir la fenêtre de l'œuf (petite ouverture au niveau de la coquille).

- Paraffine : Blanche, assez transparente et inodore, la paraffine fond entre 56 et 71 °C

- Matériel de mirage : mire - œufs artisanal fabriqué au Laboratoire de Biologie Animale.

- Boîte de pétrie et lame et verre à montrer.

- pinceau, étiquette; cryon.

- appareil photo de type SONY.

3. Méthodologie

3.1 Condition de stockage

Nos œufs ont été positionnés horizontalement sur un support en papier, le gros bout à gauche. Des conditions optimales de conservation ont été choisies notamment, la température comprise entre 12°C et 15 °C. Les œufs ont été placés dans une pièce sombre après avoir été sélectionnés. En effet, on a éliminé les œufs trop gros, trop petits, difformes, trop sales et fêlés.

Ensuite, on a inscrit la date de la ponte ainsi que la date et l'heure d'incubation au crayon sur la coquille de chaque œuf pour déterminer le stade au moment de la manipulation.

3.2 Technique de pesée

Les pesées des œufs nous ont permis de suivre l'évolution du poids tout au long de l'incubation, le poids moyen des œufs est de 55 à 65 g.

3.3 Conditions d' incubation

On a préchauffé notre étuve 2 jours avant l'incubation ainsi que les supports des œuf. Par la suite, on a effectué des réglages de température pour qu'elle soit totalement stabilisée où moment où nous déposerons nos œufs.

On a mis les œufs en étuve à 37,5 °C sur des supports. L'œuf est placé horizontalement gros bout à gauche (règle de van Baer), avec une ventilation électrique qui brasse l'aire à l'intérieur de l'étuve et on a mis deux bacs d'eau pour que ça soit un milieu humide (paramètre d'hygrométrie).

3.4 L'incubation des œufs

Pour les trois lots on a procédé par des petits groupes de quatre œufs en laissant toujours un œuf comme témoin.

On a lancé l'incubation à différents moment pour augmenter nos chances d'avoir plusieurs embryons à différents stades. Les œufs sont sortis de l'étuve au terme de délai nécessaire pour parvenir au stade choisi pour l'observation. Par exemple, en suivant cette méthode :

on a lancé un groupe de quatre œufs à 8h00 pour observer à 12h00, 15h00, 17h00 les stades 4h, 7h, 9h respectivement et ensuite on a lancé un autre groupe à 17h00 pour avoir d'autre stades (A titre d'exemple, on observe à 11 h le lendemain pour avoir le stade 27 h).

Pour suivre le développement embryonnaire de l'œuf à différents stades d'incubation on a utilisé plusieurs protocoles d'observation :

3.4.1 Technique *In vivo*

Principe

Cette technique nous a permis d'observer des embryons de poulet à différents stades d'incubation à travers une petite fenêtre sur la surface de la coquille de l'œuf. On a pu étudier des stades de développement assez précoces (entre 4 et 96 heures d'incubation).

A Ces stades, la ligne primitive et de nombreux autres organes tels que le cerveau et le cœur sont déjà formés.

Protocole :

3.4.1.1 Ouverture d'une fenêtre

On a retiré les œufs de l'incubateur dans la même position (ne pas leur faire subir de rotation pour ne pas déplacer l'embryon qui se trouve à la surface du jaune). Le jaune se trouve directement sous la coquille, il est donc préférable de le faire descendre en introduisant un petit trou sur le gros bout de l'œuf ; en prélevant 1 ou 2 cm³ d'albumine à l'aide d'une micropipette de 1000 µl (l'embout stérile). Le trou est ensuite rebouché à l'aide de paraffine fondue déposée avec un pinceau. Après à l'aide de pinces on a découpé robustes une fenêtre sur la coquille qui recouvre le blastoderme, afin d'observer l'embryon sous la loupe binoculaire les photos ont été prises pour estimer le stade.

3.4.1.2 Fermeture de l'œuf pour une observation ultérieure

-Si on veut remettre l'œuf en incubation pour suivre l'évolution de l'embryon ; il est nécessaire de refermer l'ouverture pratiquée dans la coquille.

Deux techniques sont possibles

-Si l'observation doit être réalisée quelques heures seulement après l'ouverture de l'œuf, il suffit d'obturer la fenêtre à l'aide de ruban adhésif transparent de 5 cm de largeur.

-Si l'œuf ouvert doit être conservé longtemps, il est nécessaire de refermer soigneusement l'ouverture en édifiant un anneau de paraffine autour de la fenêtre et en collant à chaud à l'aide d'une spatule, une lamelle de mica ou de verre source anneau (**Figure 19**).

**A****B****C**

Différentes étapes d'ouverture de fenêtre sur la coquille de l'oeuf

A : Trou au niveau du petit bout, diminution du volume d'albumine, **B** : fermeture du petit trou à l'aide de paraffine, **C** : Ouverture d'une fenêtre sur la surface de la coquille.

**D****E**

D: Observation à l'œil nu, **E**: observation sous la loupe binoculaire

**F****G**

F: Fermeture de la fenêtre à l'aide d'un ruban adhésif ou **G** de paraffine

Figure 19 : Les manipulations de la technique *in vivo*.

3.4.2 Technique *in vitro*

Principe

Lorsque on obtient un embryon assez développé et / ou jugé mort (immobile) on casse l'œuf dans une boîte de pétri afin d'observer à l'œil nu les organes, les membres ou encore les annexes embryonnaires.

Protocole

La manipulation se fait :

- soit à sec sur un support

-soit en milieu liquide. Dans ce cas, on a cassé l'œuf dans un récipient contenant du liquide physiologique (1L d'eau distillée + (9) g Na-Cl). Puis, on a prélevé l'albumine après la mise de l'œuf dans le liquide à l'aide d'une pipette large à bout rodé. Ensuite, on a détaché l'embryon du jaune à l'aide de pince courbée, puis on a prélevé l'embryon à l'aide d'un verre de montre et placé dans une boîte de pétri contenant du liquide physiologique. Après, on a observé les embryons soit à la loupe binoculaire (sur fond noir), soit au microscope photonique à faible grossissement (**Figure 20**).

2.4.3 Réalisation de préparations durables d'embryon de poulet (Embryon *in toto*)

Principe

Cette technique ne peut être réalisée que sur des embryons jeunes jusqu'à 3 jours d'incubation. Les embryons trop gros sont conservés dans du formol ou du l'alcool (après fixation au liquide de clarke).

Protocole

Lavage de l'embryon détaché dans le liquide physiologique dans une boîte de pétri. L'embryon est étalé puis le liquide physiologique est retiré à l'aide d'une micropipette. L'âge de l'embryon est ainsi estimé à l'œil nu.

Le fixateur est ajouté ensuite goutte à goutte d'abord à la périphérie puis sur l'embryon ; durée 5 à 10 (incliner la boîte de pétri pour éviter que l'embryon colle au fond). Elimination du fixateur, puis rinçage à l'alcool 95° en agitant la boîte de pétri deux fois. La coloration se fait au bleu de Toluidine pendant quelques minutes en fonction de la taille de l'embryon.

Dans le but d'obtenir des embryons bleu avec une aire vasculaire rose, l'excès du colorant est éliminé dans l'alcool 95 °. En effet, deux bains d'alcool (100°) sont utilisés pendant 10 à 15

minutes chacun, puis un bain de toluène pendant 10 min. Un montage entre lame et lamelle est ensuite effectué (lames creuses pour les gros embryons).

Solutions nécessaires

Fixateur : liquide de clarke (1 volume d'alcool éthylique + 1 volume d'acide acétique).

Colorant : bleu de (Toluidine / éosine) (100 ml d'eau distillée+1 g de bleu de Toluidine +0,2 g d'éosine).

Remarque

On n'est pas arrivé à réaliser la fixation, la coloration des embryons car le bleu de toluidine n'est pas disponible au niveau de notre Laboratoire.

3.4.4 Technique de retournement des œufs

Principe

Il est indispensable de retourner doucement les œufs deux fois par jour (1/2 tour le matin ,1/2 tour le soir) avec des mains très propres, ceci pour éviter que l'intérieur ne colle à la coquille (**Figure 21**)

Protocole

On a mis une petite marque au crayon sur chaque œuf pour avoir un point de repère. On a commencé le retournement de nos œufs après le 3^{ème} jours d'incubation ensuite, on les a retourné régulièrement, deux fois par jour jusqu'au 19^{ème} jours d'incubation Après, le retournement n'est plus nécessaire.

3.4.5 La pesée des œufs

Les pesées des œufs nous ont permis de suivre l'évolution du poids tout au long de l'incubation. Les œufs ont ensuite connu des modifications de leurs poids en fonction de leur développement embryonnaire.

Il a paru intéressant de peser quotidiennement le poids des témoins de chaque lot pour comparé les différences de leurs poids par rapport à l'origine de souche des œufs.

3.4.6- Le mirage des œufs

Principe

Le mirage est une transillumination de l'œuf, qui consiste à examiner l'œuf à travers une source de lumière, Le mirage des œufs permet de détecter l'évolution de la chambre à aire des œufs, le long du développement embryonnaire. C'est une opération très utile pendant l'incubation car, il permet de voir si le développement du poussin dans l'œuf se déroule bien. En cas de développement anormal, il faut retirer l'œuf avant qu'il ne dégage des gaz indésirés.

Protocole

Après le 7^{ème} jour d'incubation on a examiné nos œufs a travers une source de lumière ce qui nous à permi de détecter l'évolution de la chambre à aire et pour voir si nos embryons se développent à l'état normal. On a du éliminer les œufs où le développement embryonnaire nous a semblé anormal (l'embryon immobile). On a répété ce protocole pendant le (12,14,19) ème jours d'incubation pour voir la diminution de la chambre à aire (**Figure 22**).

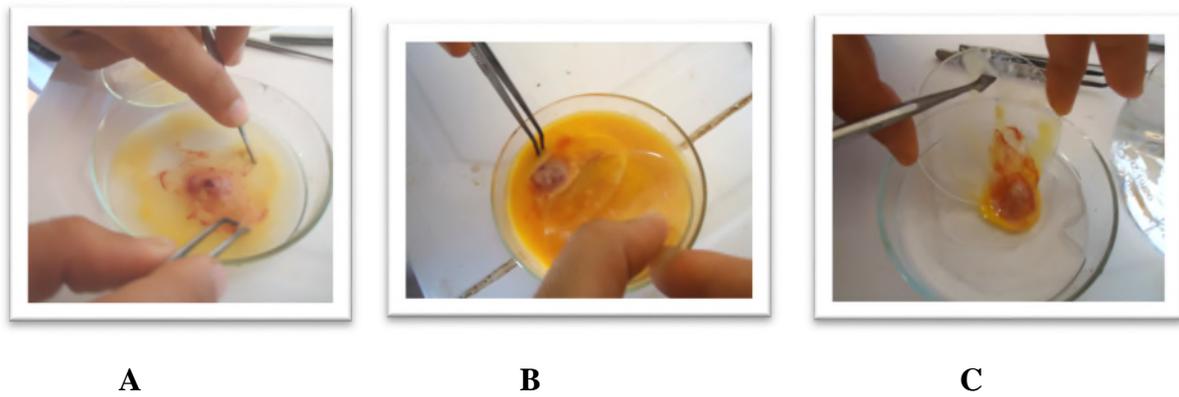


Figure 20 : Technique de manipulation de l'embryon de poulet « *Gallus gallus domesticus* » *in vitro*. **A :** détachement de l'embryon du jaune à l'aide d'une pince, **B :** déplacement de l'embryon à l'aide d'un verre à montre, **C :** Mise de l'embryon dans la boîte de pétri remplie d'eau distillée.

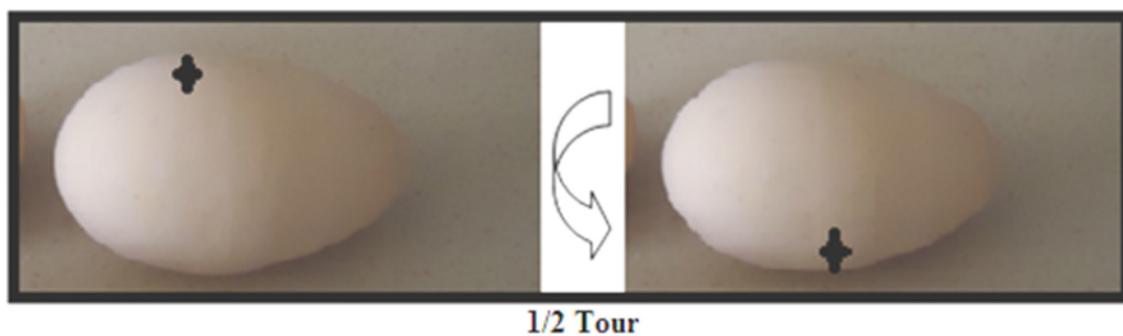


Figure 21: La méthode de retournement des oeufs

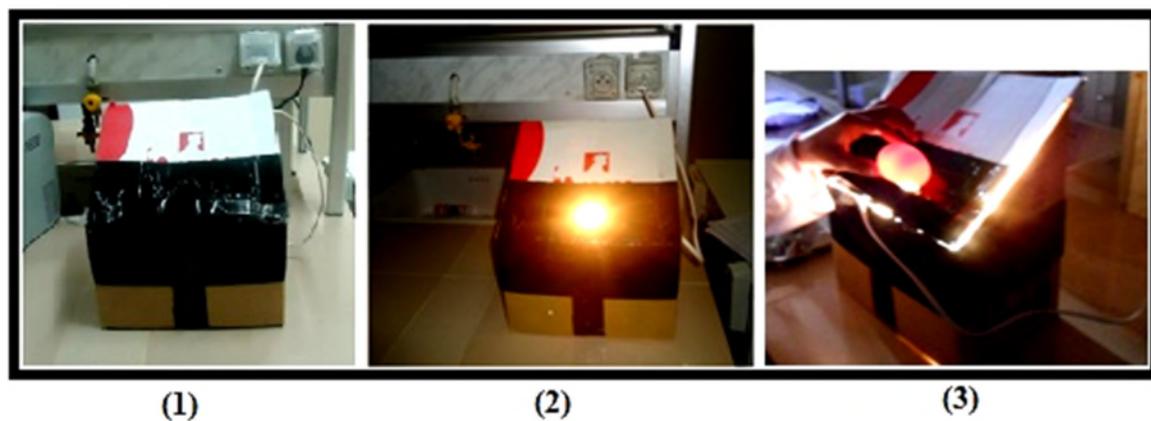


Figure 22: Les méthodes de mirage des œuf

Références
Bibliographiques

Dans la partie Résultats et Discussions nous allons présenter l'essentiel des résultats que nous avons obtenu au cours du présent travail. Nous commencerons par les résultats de pesée et de mirages des œufs, puis nous exposerons les figures du suivi du développement embryonnaire obtenues à différents stades d'incubation. A la fin, nous discuterons nos résultats par rapport à ceux de la littérature.

1-Matériel expérimental

On a eu à notre disposition un totale de 92 œufs de différentes origines.

Pour le premier lot, on a utilisé l'équivalent de 32 œufs. Ce lot nous a été procuré par un Zootechnicien du Centre d'Elevage Avicole de Samoun « ORAC Samoun : Office Régionale d'Aviculture du Centre Samoun » et on a eu deux œufs double fécondés ces œufs sont à l'origine des souches Tetra SL.

Le deuxième lot correspond à 30 œufs. Ce dernier nous a été ramené du Centre d'Elevage Sis dans la commune d'El -Asnam de Bouira. La fécondation a été faite en Italie par une insémination artificielle sur des poules de souche Isa 15.

Un troisième lot nous a été procuré par une enseignante (de notre département) issu d'un élevage personnel d'origine Isa Brown (fécondation naturelle).

On a procédé au mirage de la totalité des œufs; ce qui nous a permis une présélection des œufs bons à incuber (selon les critères cités auparavant). On a réglé la température de notre étuve à 37,5°C, l'hygrométrie est apportée par des bacs d'eau remplis régulièrement, puis on a lancé plusieurs groupes de quatre œufs à incuber. En effet, l'incubation a été faite à différents moments pour augmenter nos chances d'avoir des embryons à différents stades.

Remarque

On a du utiliser deux types d'étuves. La première étuve (de type - Eco - Cell) qui se trouve au sein du Laboratoire de Biologie Animale) n'est pas munie de ventilation ainsi que le réglage de la température n'est pas précis (soit 37 soit 38°C). Le premier lot a été lancé dans cette étuve pour gagner du temps en attendant la réparation de la deuxième étuve (qui est restée en panne pendant plus d'un mois). Cette étuve réunie plus de conditions pour un bon développement embryonnaire. La température est réglée à 37,5°C l'aération est respectée par une ventilation intégrée alors que l'hygrométrie est apportée par des bacs d'eau. Les deux autres lots ont été lancés dans cette étuve.

2. La pesée

Les œufs sélectionnés ont été pesés avant toute incubation. Le suivi des poids des témoins a été effectué. Les résultats obtenus pour chacun d'eux sont représentés sur le tableau N° VI

Le tracé des graphes (les poids des œufs pendant 21 jours d'incubation) est représenté sur la (Figure 23).

Tableau V: Evolution du poids des témoins en fonction des jours d'incubation (21 jours).

Jours	Poids Lot1	Poids Lot 2	Poids Lot 3
0	60,9984	63,9687	62,864
1	60,5513	63,4521	62,0148
2	59,8457	63,12534	61,24564
3	59,5528	63,2456	60,12456
4	58,9339	62,0645	59,2451
5	58,9339	61,183	58,8899
6	58,9339	60,6953	57,9178
7	58,9339	60,2623	57,5113
8	58,5955	59,9074	56,6451
9	58,1707	59,4021	56,1892
10	57,2546	58,0016	55,3885
11	57,5469	57,3256	54,7854
12	55,8414	57,1236	53,4824
13	55,2354	56,9236	52,3502
14	56,301	56,5469	51,9112
15	55,9079	55,1524	51,3147
16	54,9828	54,0231	50,8391
17	51,775	53,1254	50,1939
18	45,498	52,8236	50,1320
19	45,256	51,1256	49,1546
20	44,231	51,0032	49,1367
21	44,022	49,9958	48,5678

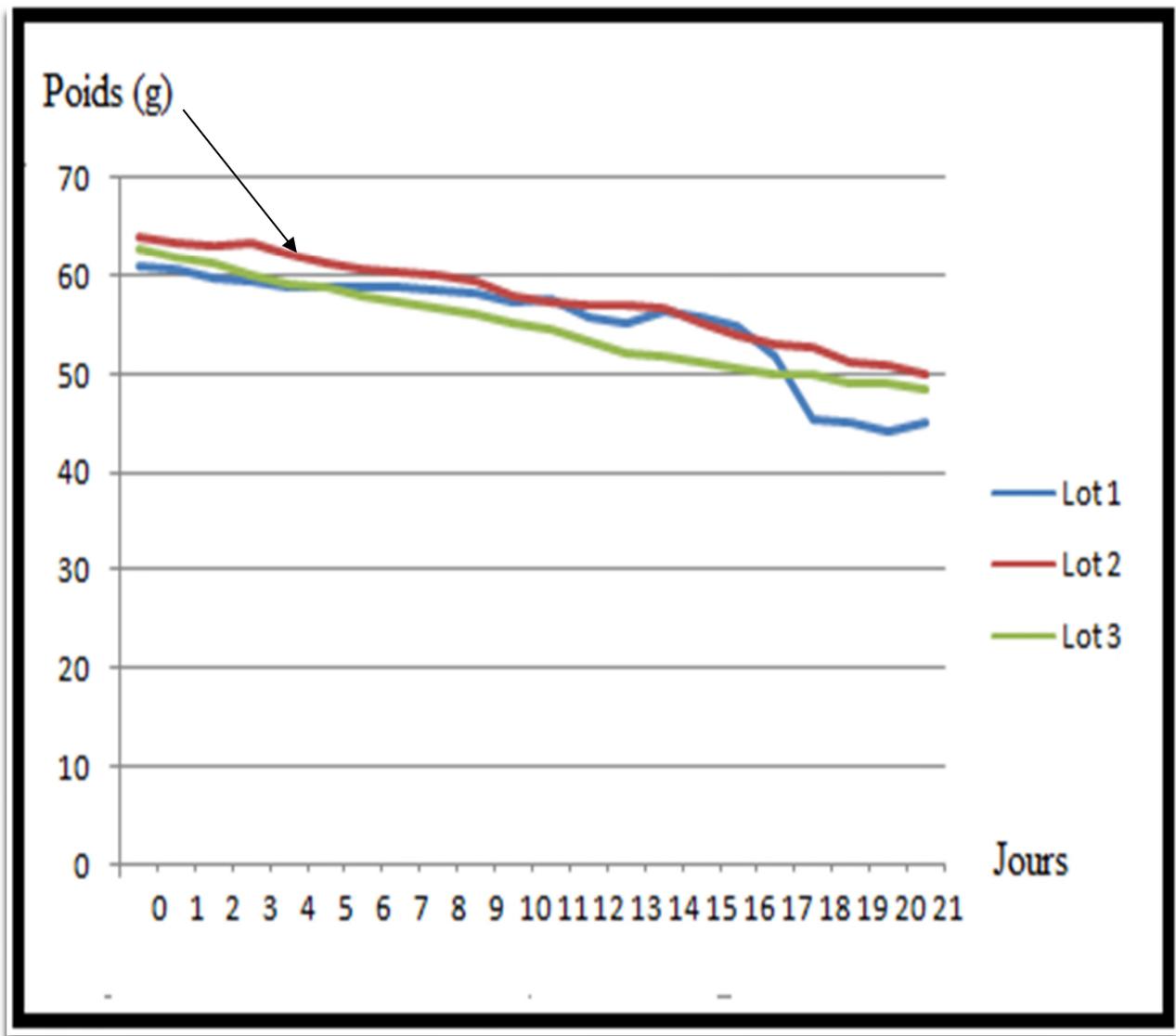


Figure 23 : Tracés des graphes représentant les poids des témoins des trois lots au cours de 21 jours d'incubation.

Notre but est de suivre le poids des témoins pour chaque lot pendant 21 jours d'incubation. Nous avons constaté après les différentes analyses que les poids des œufs ne sont pas vraiment variables entre la race chair (Isa 15) produisant des poussins à viande (Lot N° 2), et la race ponte (Isa Brown, Tetra SL) produisant des poussins femelles pour la production d'œufs c'est le cas de notre espèce « *Gallus gallus domesticus* ». (Lots N°1 et 3).

Durant les premiers stades de développement (jusqu' au 3^{ème} jour), nous avons constaté que les poids des œufs sont presque stables. Après, les événements embryonnaires deviennent de plus en plus nombreux. Néanmoins, à partir du 3^{ème} jour d'incubation, on a observé une tendance à ce que la valeur des poids des œufs de souche Tetra SL (Lot 1) est plus importante au 18^{ème} jour d'incubation. Alors que les deux autres souches Isa 15 et Isa Brown, il n'existe pas de différence significative. Les variations des poids des œufs pour les différentes souches sont représentées graphiquement comme nous pouvons le constater sur la **Figure N°23**.

d'après (Romanoff, 1967), la stabilité des poids est due à l'équipement enzymatique de l'embryon qui est très réduit pour lui permettre de dégrader des molécules complexes, l'embryon utilise des substances simples présentes à l'état libre.

L'embryon utilise le glucose libre de l'œuf, après il synthétise ses propres glucides à partir des acides aminés du jaune. Cette néoglucogenèse est effectuée par le foie lorsque l'embryon commence à se différencier (3^{ème} jour); même il utilise le blanc d'œuf comme source de protéines en plus de l'eau et des sels minéraux (Sauveur, 1996).

Après comparaisons entre les souches de même race, on conclut qu'il existe une différence significative entre la souche Isa Brown et Tetra SL. Ceci peut être expliqué par l'origine et le type de fécondation pour la souche Tetra SL par rapport à la souche Isa Brown issue d'un élevage naturel et peut être due à la mortalité embryonnaire. Aussi, les facteurs génétiques jouent un rôle très important sur les diminutions qu'on a observé pour tous les lots (Rabbani M.G. *et al.*, 2006) C'est pour cela que nous nous sommes intéressés dans ce travail au poids des œufs.

3. Le Mirage des œufs

On a effectué la technique de mirage des œufs pendant toute la durée de leur incubation. En effet, on a réalisé le mirage à des jours bien précis qui correspondent à des stades bien déterminés du développement embryonnaire.

Le mirage sert à présélectionner les œufs. En effet, les œufs clairs (infertiles) et les embryons morts précocément sont éliminés. Au 5^{ème} jour d'incubation, on a observé une vascularisation sanguine (œuf fécondé). C'est un signe que notre embryon a commencé son développement. Au 7^{ème} jour, on est arrivé à éliminer un embryon mort. Les résultats sont représentés sur la **Figure 24**

Au moment du mirage, on observe une diminution de la taille de la chambre à air à partir du 5^{ème} jour d'incubation. Au 7^{ème} jours, nous avons obtenu un œuf qui a une petite masse plus sombre et avec un point noir (l'embryon) Au 14^{ème}, on a observé un bon développement de la chambre à air. Au 19^{ème} jour, l'éclosion se rapproche, on a observé une forme totalement opaque occupant environ les 2/3 du volume de l'œuf. Par la suite, le poussin a préparé une petite fenêtre au niveau de la chambre à air. Enfin, au 21^{ème} jour, on a eu une éclosion. Il est préférable que la température soit réglée à 37°C puisque le taux de l'humidité après les trois derniers jours doit être de 60 %. Le retournement des œufs doit être plus fréquent (plus de trois fois par jour). Les résultats obtenus sont représentés sur la **Figure 25**. Nos résultats concordent avec ceux de littérature .

4- L'incubation

Grâce aux conditions d'incubation mises à notre disposition, nous avons réussi à avoir un effectif de 30 embryons sur un total de 92 œufs incubés. Plus de la moitié des embryons qu'on a obtenus sont morts avant d'atteindre le stade d'éclosion. On a eu 60 œufs fécondés et 32 autres blancs (probablement non fécondés). Les effectifs réduits d'embryons vivants qu'on a obtenu est probablement dû soit à la non fécondité des œufs soit à leurs conditions de stockage, soit aux conditions d'incubation (température instable dû à l'ouverture quotidienne de la porte de l'étuve, manque d'aération vu le nombre important d'œufs incubés à la fois alors que l'étuve qu'on a utilisé n'est pas vraiment adaptée au développement embryonnaire). On a pu suivre le développement embryonnaire de notre espèce grâce à des techniques d'étude *In vivo*. Ces dernières nous ont permis d'observer l'embryon situé sur le jaune d'œuf à l'aide d'une fenêtre effectuée sur la coquille de l'œuf. Afin d'obtenir différents stades à des horaires de la journée accessibles pour nous, on a du incuber nos œufs à différents moments qui varient entre le début de matinée (8h) et la fin de journée (17h).

Nous nous sommes intéressés en particulier aux grandes étapes du développement embryonnaire à savoir la fécondation, la segmentation, la gastrulation, la neurulation et

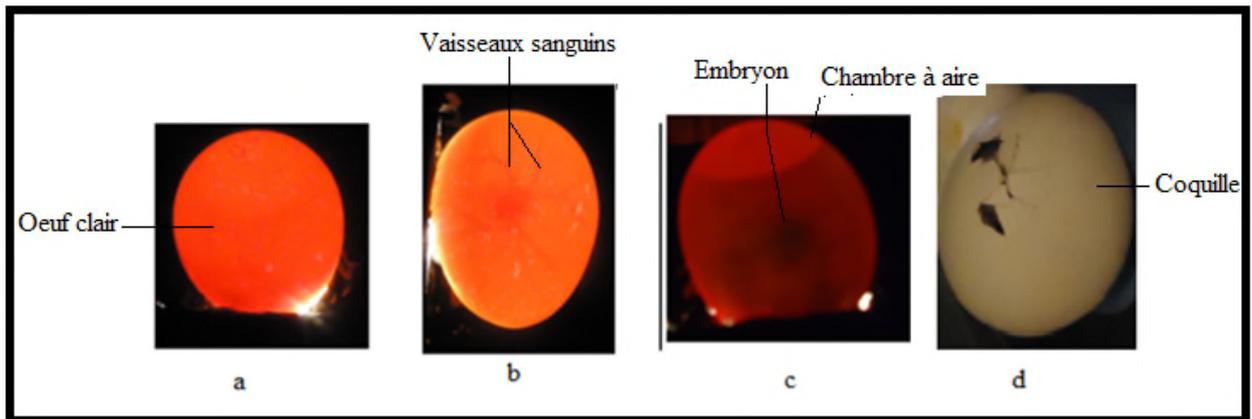
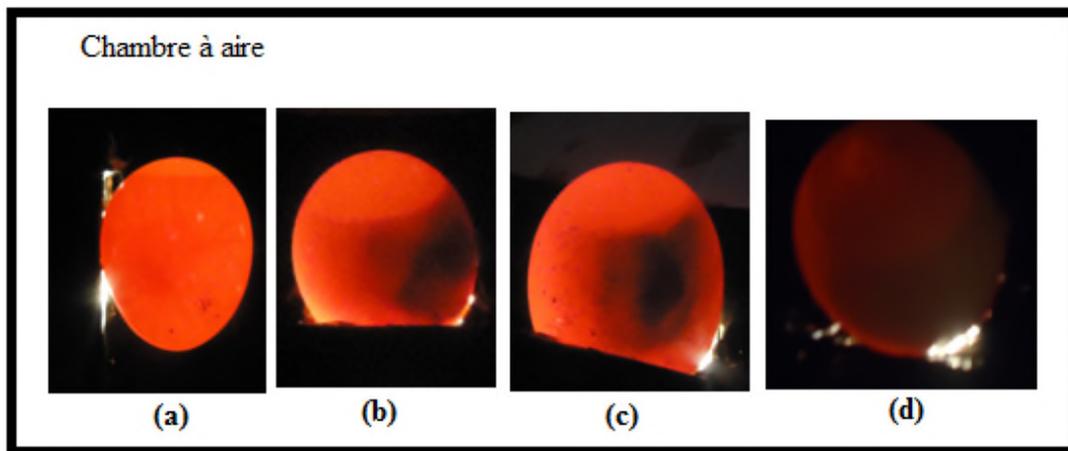
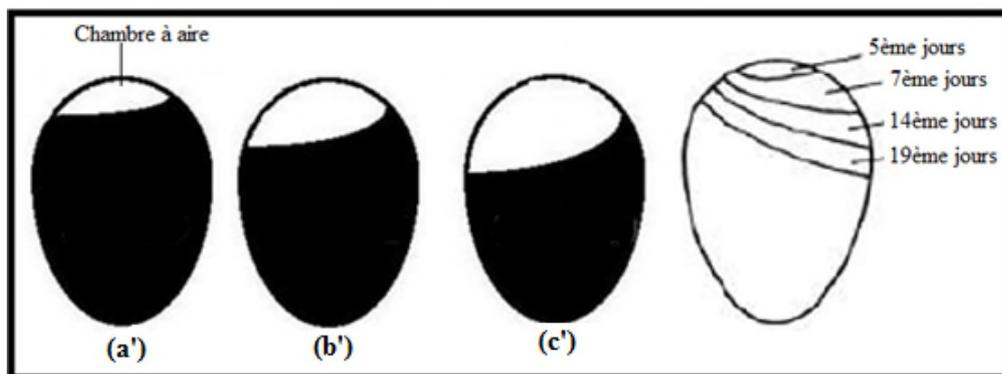


Figure 24 : (a, b, c, d) photographies d'un œuf observé au mirage correspondant respectivement aux stades 0, 5, 7, et 19ème jour d'incubation.



(A)



(B)

Figure 25 : Photographies de mirage des œufs correspondant respectivement au 5^{ème} (a, a'), au 7^{ème} (b, b'), au 14^{ème} (c, c'), au 19^{ème} jours d'incubation (d,d'). (A) nos propres résultats, (B) ceux de la littérature (Batellier F *et al.*, 2004).

l'organogenèse. Les résultats obtenus sont illustrés sur les **Figures 26 ,27, 28, 29, 30, 31 et 32.**

5- Fécondation

Comme on l'a cité auparavant, la fécondation s'est faite au niveau des centres d'élevage pour le Lot 1 et le Lot 2 et à domicile pour le Lot 3.

La fécondation des 32 œufs du lot 1 a été faite par une méthode moderne qui est l'insémination artificielle par des Zootechniciens en Italie. Parmi ces œufs, on a deux œufs ayant deux jaunes d'œufs (**Figure 26**) (malheureusement, après incubation, il s'est avéré qu'ils sont non fécondés). On a reçus ces œufs au niveau du centre d'élevage ORAC de samoun. L'insémination artificielle est une technique permettant de supprimer l'accouplement naturel lors de la fécondation d'une femelle. Elle consiste à recueillir la semence du mâle et à la transplanter dans les voies génitales femelles. Les avantages pratiques sont la certitude d'une fécondation de toutes les femelles, économie d'aliment et d'autres charges d'élevage liées à l'élevage, effectifs réduit de mâles, amélioration génétique par une sélection sévère (ne retenir que les mâles présentant une très bonne conformation, éviter la transmission des maladies vénériennes (MST), conservation durable de la semence, faciliter le transport de la semence) (Brilland J.P et al., 1989) A côté des avantages, la pratique de l'insémination présente des inconvénients à savoir la nécessité d'une main d'œuvre qualifiée et expérimentée, et le stress subi aux animaux par les manipulations (Aire T.A., 2007). Or, la fécondation des œufs de lot 2 et lot 3 et fait par une fécondation naturelle.

6- Segmentation

Nous avons constaté après ouverture des fenêtres sur les coquilles des œufs que la segmentation chez le poulet « *Gallus gallus domesticus* » a débutée avant même la ponte.

Au moment de la ponte, les œufs fécondés sont au stade fin de segmentation. Le germe est monodermique (formé d'un seul feuillet embryonnaire externe qui est l'ectophylle). La segmentation est de type discoidale (disque germinatif). A partir de ce stade (6-8 heures avant oviposition), l'orientation et l'axe de symétrie du futur embryon sont définitivement fixés suite à l'enroulement des chalazes pendant la formation de la coquille (Sauveur B., 1988).

En effet, Avant même la ponte, les segmentations initiales ont déjà eu lieu même avant l'incubation. Cela entraine, en surface, le blastoderme. L'apparition de deux zones

concentriques sont alors visibles à l'œil nu, l'aire pellucide au centre et l'aire opaque à la périphérique (stade blastoderme). Les résultats que nous avons obtenu sont montrés sur la **Figure 27**.

L'œuf est alors pondé et le développement reste bloqué à ce stade tant que la température est inférieure à 21-22°C. Nos résultats montrent une tâche blanchâtre au milieu qui est le blastoderme et l'apparition de deux zones concentriques qui sont observées à la loupe binoculaire à faible grossissement (G X 10) (**Figure 27 a**).

Selon les travaux de (Hamberger et Hamilton., 1951), le stade qu'on a estimé « fin de segmentation » correspond au stade HH 2.

L'indice d'accumulation des cellules vers la moitié postérieure du blastoderme formant ainsi l'aire opaque et de l'aire pellucide. Ces dernières sont similaires à nos résultats qui sont illustrés sur la **Figure 27 b**.

6- Gastrulation

Lorsque l'œuf est placé en incubateur, la reprise de développement embryonnaire ne se traduit qu'après 2 h par un épaississement de la région postérieure de l'aire pellucide, tandis que le blastoderme s'allonge un peu. C'est le début de gastrulation (Sauveur B., 1988).

On a pas pu obtenir ce stade car les premières heures du développement embryonnaire ne se sont pas déclenchées à temps (développement retardé) vu les conditions d'incubation qui ne sont pas vraiment adaptées (ce ci peut être du à des problèmes techniques, à l'étuve non ventilée, aux moyens d'observation, au manque de colorants). En effet, nous avons réussi à observer à la loupe binoculaire (G x10 x2) les trois premiers stades de la gastrulation correspondant aux stades 4h, 7h et 9h d'incubation.

Au Stade 4h, on a observé deux zones plus concentriques: une tâche foncée (l'aire pellucide) et une tâche transparente (l'aire opaque), une pré-initiation de la ligne primitive, la forme du germe est sphérique. Les résultats qu'on a obtenu sont représentés sur la **Figure 28 a**.

Au Stade 7h, nous avons constaté un épaississement de l'aire opaque et l'aire pellucide avec un prolongement de la ligne primitive. Le germe commence à prendre la forme d'une raquette de tennis et les résultats sont représentés sur la **Figure 28 b**.

Au Stade 9h, un prolongement de la ligne primitive est observé, les deux aires sont encore plus épaisses, le germe prend la forme d'une poire et les résultats sont montrés sur la **Figure 28 c**

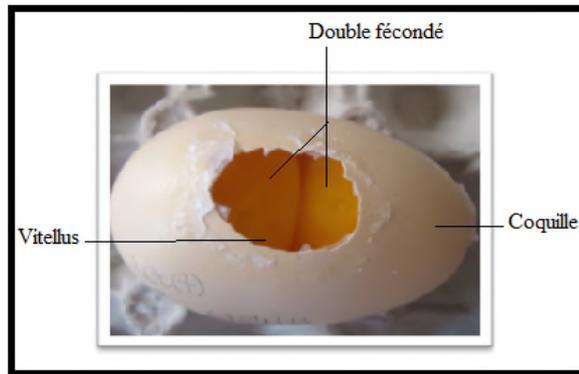


Figure 26 : photographie de l'œuf double fécondé observé à l'œil nu

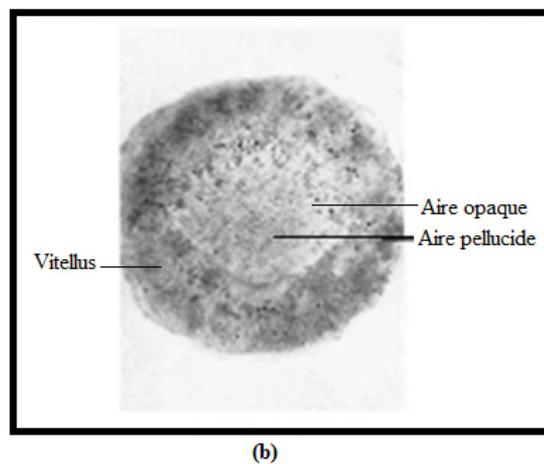
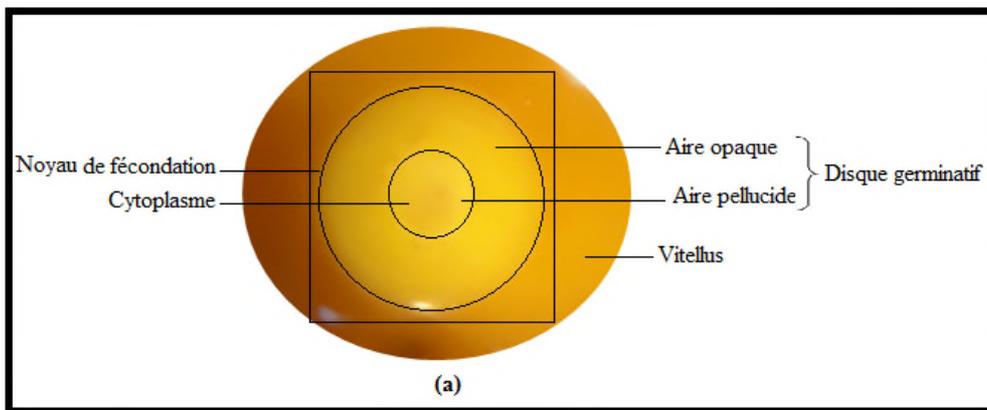


Figure 27 : Embryons de poulet « *Gallus gallus domesticus* » à la fin de la segmentation au moment de la ponte (J0 d'incubation).

(a): Photographie d'un blastoderme primaire en vue polaire prise à la loupe binoculaire (G x10 x2).

(b): Photographie correspondant au stade HH 2 (Nagai *et al* , 2011).

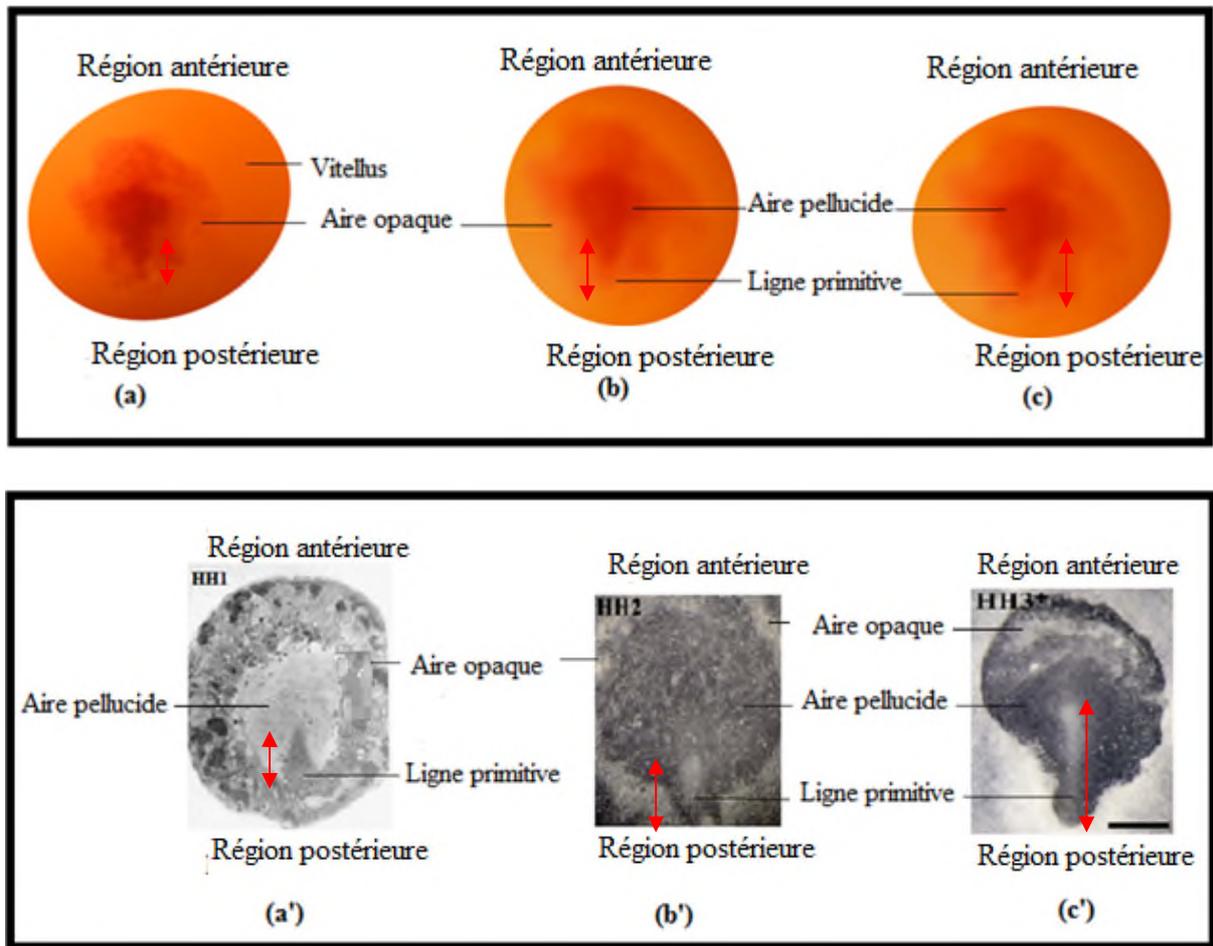
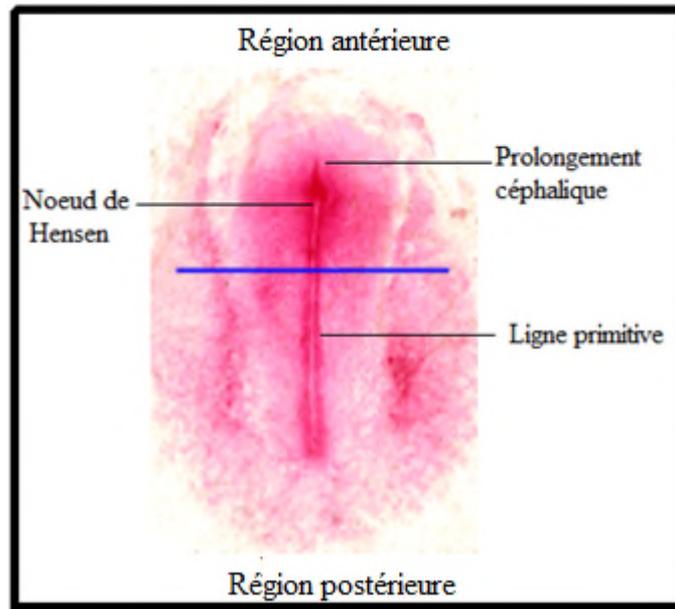


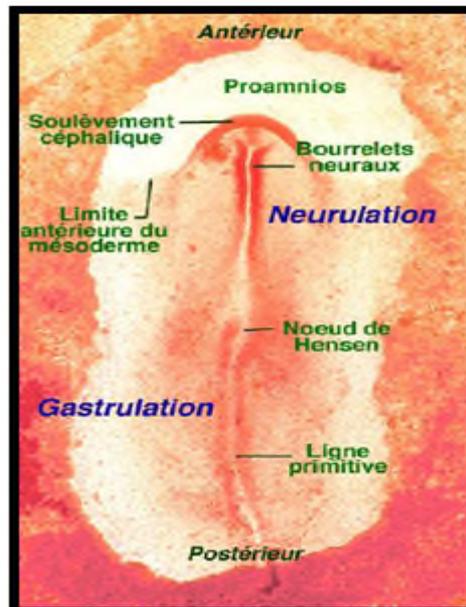
Figure 28: Embryons de poulets « *Gallus gallus domesticus* » au cours de la gastrulation aux stades 4h ,7h, 9h d’incubation. Les flèches rouges montrent l’évolution de la taille de la ligne primitive.

(a, b, c): Photographies des stades gastrulation 4h, 7h, 9h en vue polaire prises à la loupe binoculaire (G x10 x2).

(a’, b’, c’): Photographies correspondant aux stades HH1, HH2, HH3 respectivement (Hamberger et Hamilton., 1951).



(a)



(b)

Figure 29: Embryon de poulet à (a) 18 et (b) 20 heures d'incubation (Scott F et Gilbert, 2004).

La comparaison des stades obtenus avec les résultats de Hamberger et Hamilton (1951) montre que les événements qu'on a observés sont similaires aux stades HH1, HH2, HH3. Par contre les autres stades de la gastrulation correspondant aux stades (16 h, 18) d'incubation on n'a pas réussi à les observer car le développement embryonnaire des œufs est ralenti vu les conditions de stockage ainsi que d'autres facteurs.

Selon Hamberger et Hamilton, le stade 18 h montre que la région de l'aire pellucide s'épaissit au maximum dans la région postérieure. L'aire est bien visible sur toute sa longueur et constitue la ligne primitive. Cette aire est plus importante dans la région postérieure où se situe la ligne primitive. Le blastodisque acquiert ainsi une forme en raquette. La ligne primitive commence à régresser laissant en avant du nœud de Hensen un épaississement appelé prolongement céphalique correspondant à la mise en place de la corde sous-jacente (**Figure 29 a**) (Scott F et Gilbert., 2004).

7- Neurulation

La neurulation débute après 20 heures d'incubation. Au fur et à mesure que la ligne primitive régresse vers la région postérieure, l'ectoderme superficiel antérieur se plisse pour former les bourrelets neuraux. L'extrémité antérieure de l'embryon se soulève en une structure qui ébauche la tête. Il s'agit du soulèvement céphalique (**Figure 29 b**) (Le moigne, 1989). Au stade 25-26 heures, le soulèvement céphalique s'accompagne de la formation du tube digestif antérieur. Ventralement, l'endoderme s'enroule en doigt de gant et forme une poche largement ouverte vers l'arrière. C'est la porte intestinale antérieure. Dorsalement, les bourrelets neuraux céphaliques sont affrontés. Alors que la neurulation se poursuit dans la région troncale, la ligne primitive et le nœud de Hensen sont relégués dans la région tout à fait postérieure encadrés par le soulèvement des bourrelets neuraux. Cet ensemble forme le sinus rhomboïdal. La formation du cerveau antérieur se fait vers 30-33 heures. La fermeture du tube neural s'achève au niveau caudal après 44 heures d'incubation (Houillon, 1967).

On n'a pas réussi à avoir ces stades car le développement embryonnaire vu les conditions de l'incubation et l'ouverture de la porte de l'étuve à chaque manipulation et la durée de stockage de nos œufs influencent sur le développement embryonnaire. On a relancé d'autres incubations plusieurs fois pour avoir ces stades mais on n'est pas arrivé à les obtenir.

Le nombre de somites nous a été difficile à déterminer faute de produits chimiques notamment les colorants (par exemple le bleu de toluidine) pour la coloration de nos embryons qui favorise leur distinction (Wolff, 1951).

8- Organogenèse

Après observation de nos embryons à la loupe binoculaire et une comparaison avec les stades de la littérature (Tableau 1V), les résultats obtenus par notre expérimentation correspondent au stade HH 13 (Hamburger et Hamilton). La **Figure 30 a** montre le début de torsion de l'embryon à gauche, quelques vésicules cérébrales visibles (mésencéphale, métencéphale.....), début de flexion du cœur, flexion de la tête vers le corps, initiation de la formation des membres antérieurs et postérieurs. A ce stade, il devrait avoir 32 paires de somites selon le tableau de Hamburger et Hamilton mais on n'est pas arrivé à le confirmer. Le nombre de somites est observé de façon générale à la loupe binoculaire mais il nous a été difficile de distinguer le nombre exact car l'embryon n'a pas pu être coloré (faute de colorant) (Sauveur, 1989; Scott et Gilbert, 2004).

Nos résultats montrent qu'il existerait certaines similitudes avec le stade 44-52h correspondant au stade HH13 (**Figure 30 b**) (Hamburger et Hamilton., 1951).

Nous avons réussi à obtenir un autre stade plus développé. Le résultat est montré sur la **Figure 31 a**. En effet, l'embryon a été observé au stade 68 heures d'incubation, à l'œil nu puis à la loupe binoculaire (G x10 x2). On a remarqué avant tout les battements de cœur, ce qui signifie que notre embryon est vivant. Une comparaison de la morphologie des différentes parties de l'embryon avec les résultats de (Scott et Gilbert, 2004) montre qu'il s'agit du même stade de 68 heures et qui correspond au stade 26 (**Figure 31 b**).

On a observé aussi les vaisseaux sanguins qui sont bien marqués. Ils sont constitués de veine et d'artères omphalomesentériques. Pour la région antérieure, qui est la partie cérébrale, il est difficile de distinguer les grandes parties cérébrales. Nous avons remarqué uniquement le mésencéphale et le métencéphale. Pour la région postérieure, on n'a pas réussi à observer la formation de l'intestin, ni à compter le nombre de somites, les résultats qu'on a obtenus sont montrés sur la **Figure 32**.

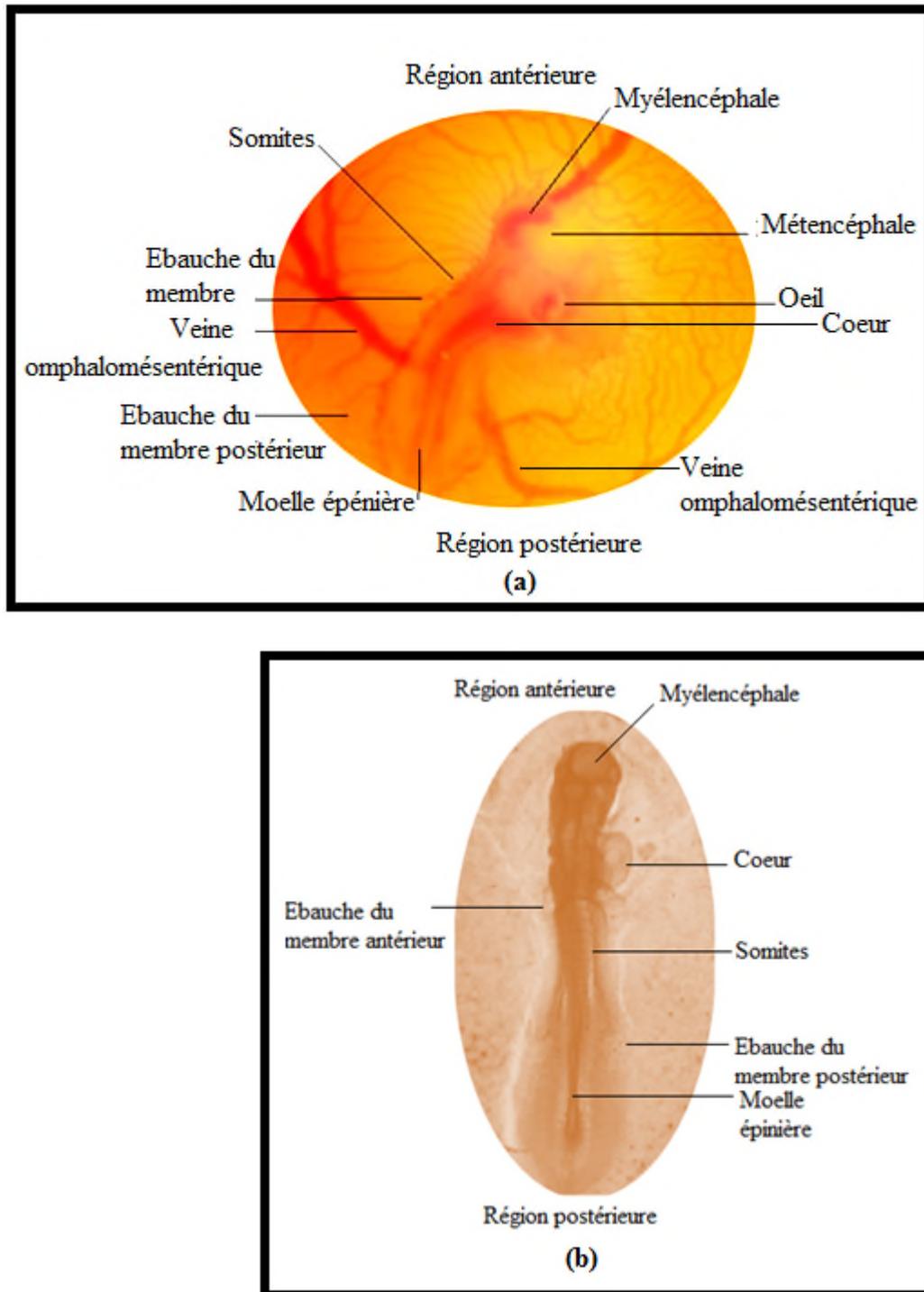


Figure 30: Embryon de poulet « *Gallus gallus domesticus* » au cours de l'organogénèse au stade 44-52 h d'incubation.

(a) : Photographie en vue polaire prise à la loupe binoculaire (G x10 x2).

(b) : Photographie correspondant au stade HH13 (Scott et Gilbert., 2004).

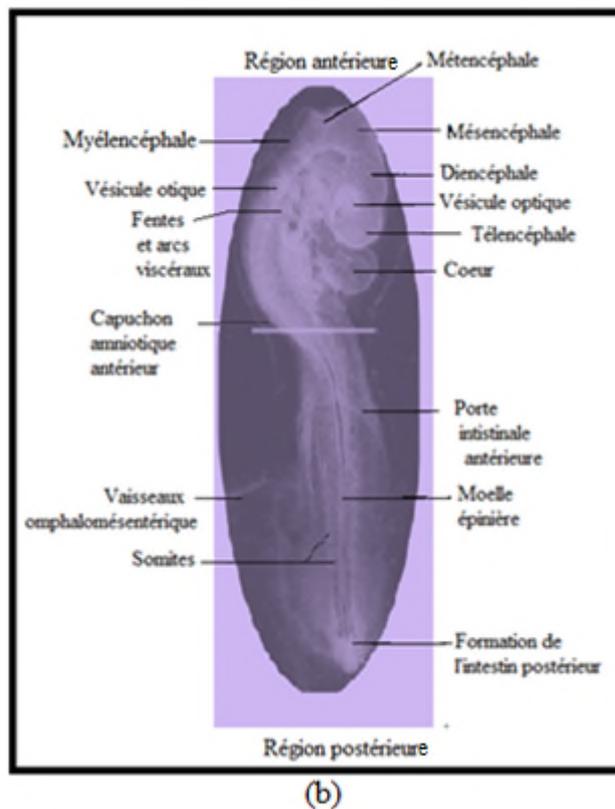
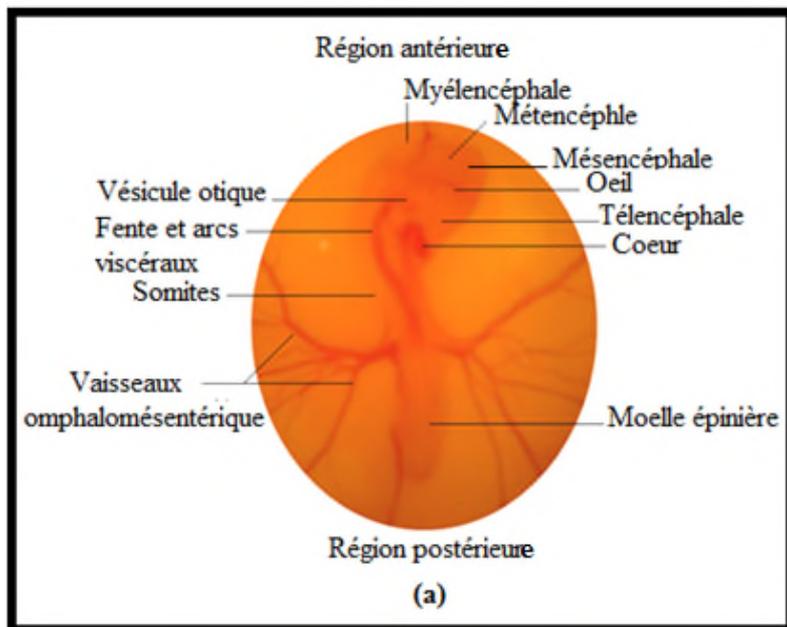


Figure 31: Embryon de poulet au stade 68 heures d'incubation

(a) : photographie en vue polaire prise à la loupe binoculaire (G x10 x2).

(b) : photographie correspondant au stade HH 26 (Scott Fet Gilbert, 2004).

Dans le cadre de notre étude, le développement embryonnaire après 72 heures d'incubation (3 jours) nous montre les principales modifications de la forme du corps de l'embryon. En effet, un développement embryonnaire de la tête a été observé, lui-même corélatif au soulèvement progressif de l'embryon par rapport au vitellus (d'après Beaumont *et al*, 1998).

Nous avons observé les bourgeons des pattes et des ailes qui sont bien visibles, ainsi que la flexion cervicale totale ainsi que le début de pigmentation de l'œil (Sauveur, 1989). Après comparaison de nos résultats avec ceux cités dans la littérature (Scottet Gilbert, 2004) on a estimé le stade HH 20 (Hamberger et Hamilton., 1951), ce qui correspond la fin de la période endothermique (**Figure 32 a**).

Un jour après, une autre observation à la loupe binoculaire nous a montré un embryon de 96 heures d'incubation. Il est totalement à gauche, les bourgeons des membres sont plus longs que larges, une plaque digitale visible sur les pattes mais non sur les ailes, les premiers

movements de la tête, ainsi on a estimé au stade de développement HH 24 (ce qui correspond au début de la période exothermique). Ces événements montrent une similitude des événements observés d'après Hamberger et Hamilton (1951) (**Figure 32 b**). Nous avons obtenu d'autres embryons âgés de 5, 7, 16, et 18 jours. Les résultats sont montrés sur la **Figure 33**.

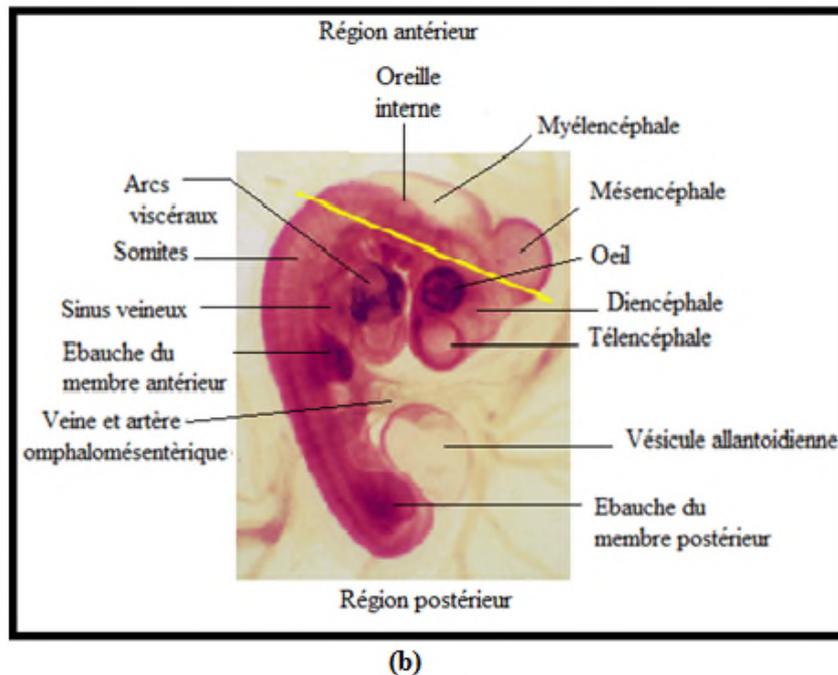
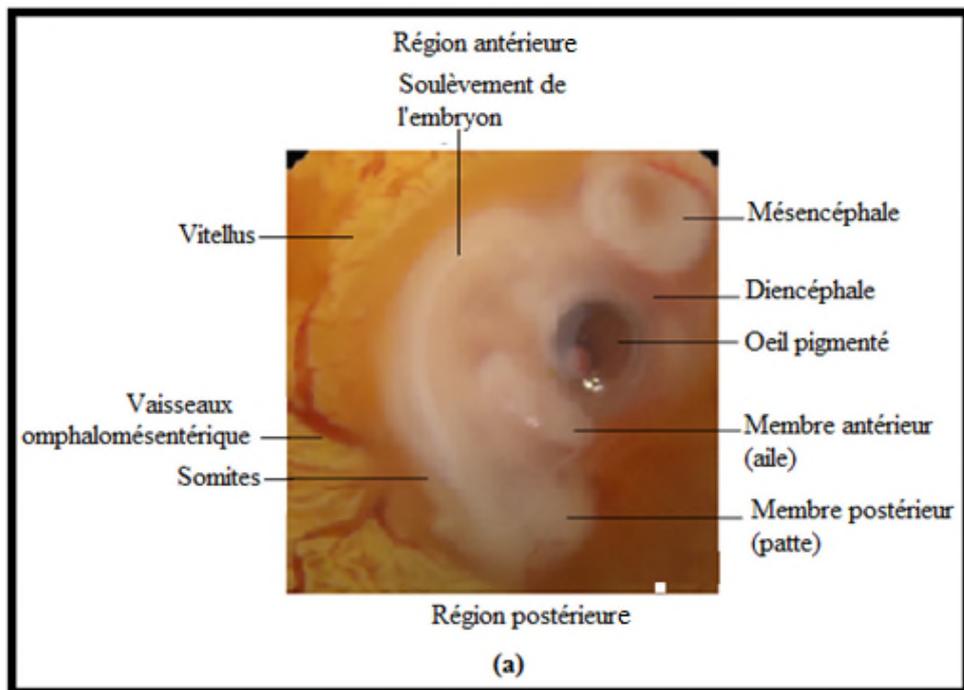


Figure 32: Embryon de poulet «*Gallus gallus domesticus*» au cours de l'organogénèse au stades 72 heures (3 jours d'incubation) .

(a) :photographie en vue polaire prise à la loupe binoculaire (G x10 x2).

(b) :photographie correspondant au stade HH20 (Scott et Gilbert, 2004).

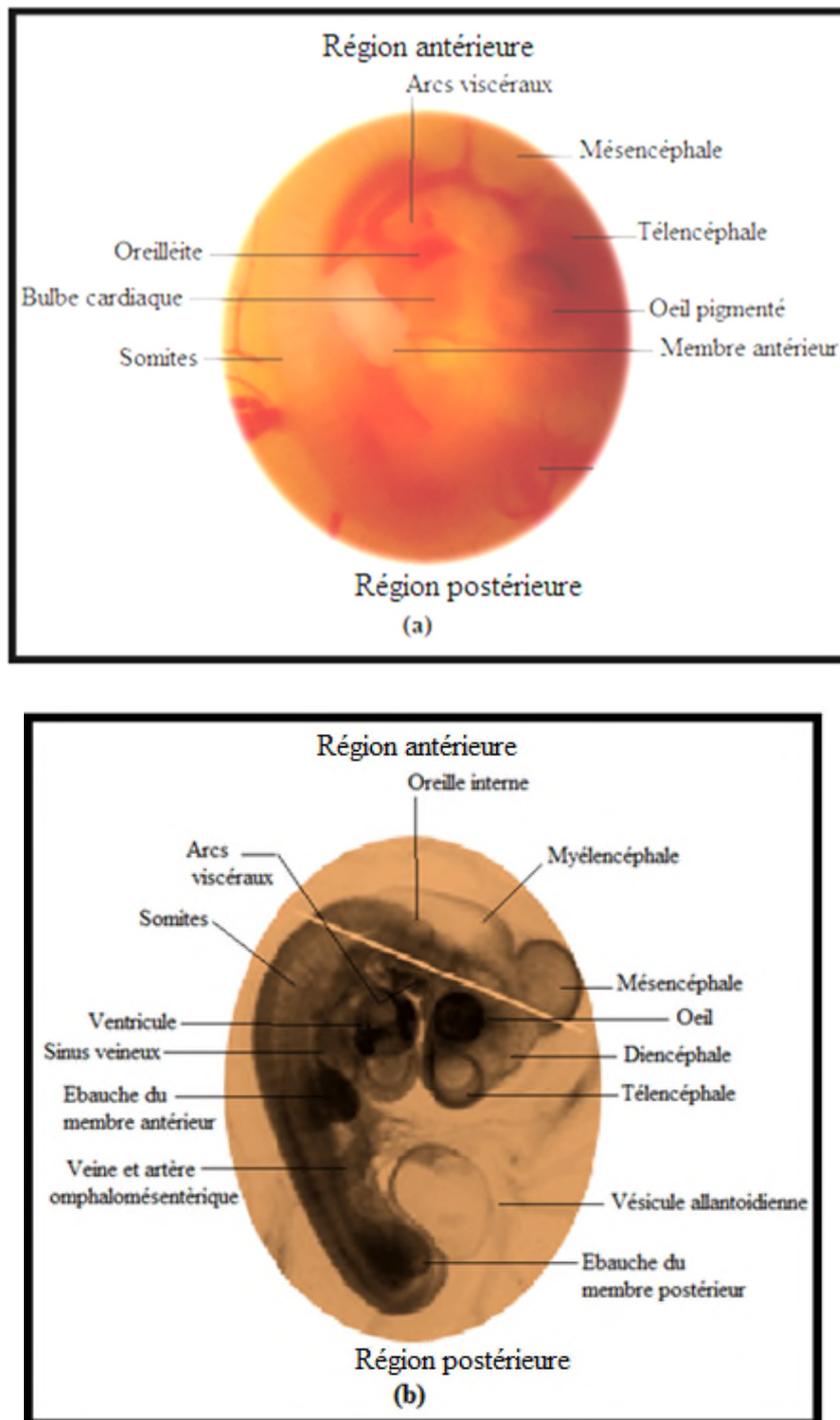


Figure 33: Embryon de poulet « *Gallus gallus domesticus* » au cours de l'organogénèse au stade 96 heures (4 jours d'incubation).

(a) : photographie en vue polaire prise à la loupe binoculaire (Gx10x2).

(b) : Photographie correspondant au stade HH 24 (Hamberger et Hamilton, 1951).

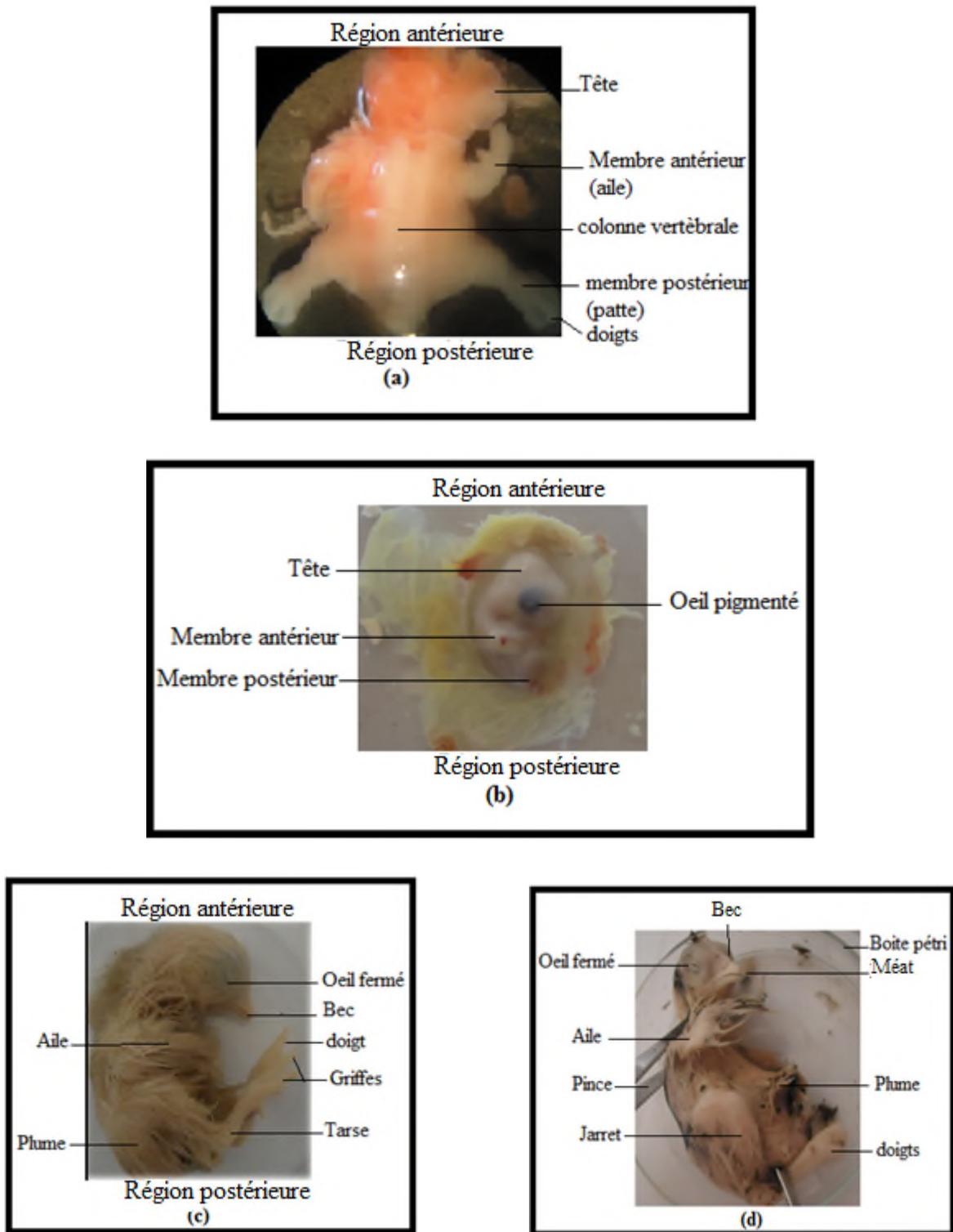
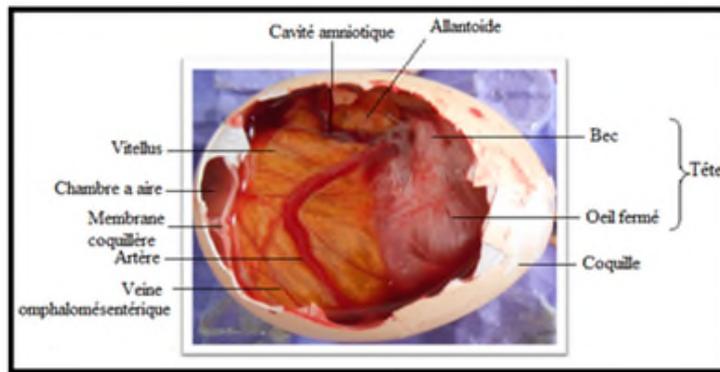
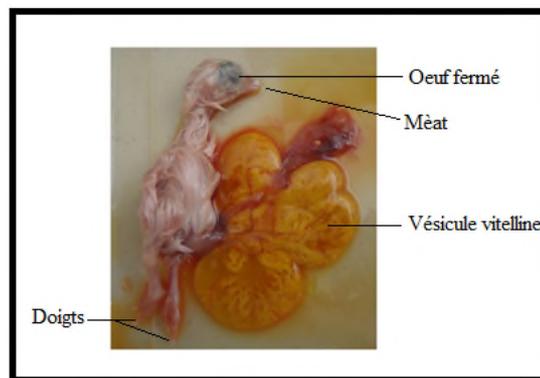


Figure 34 : Embryons de poulet «*Gallus gallus domesticus*» au cours de l’organogénèse aux stades 5, 7, 16 et 18 jours d’incubation correspondant respectivement aux photographies (a,b,c,d).



(a)



(b)

Figure 35 : Observation des annexes embryonnaires d'un embryon de poule domestique « *Gallus gallus domesticus* », âgé de 16 jours d'incubation.

(a) : Photographie d'embryons âgés de 14 et 16 jours d'incubation.

(b) : Photographie prise *in vitro*.

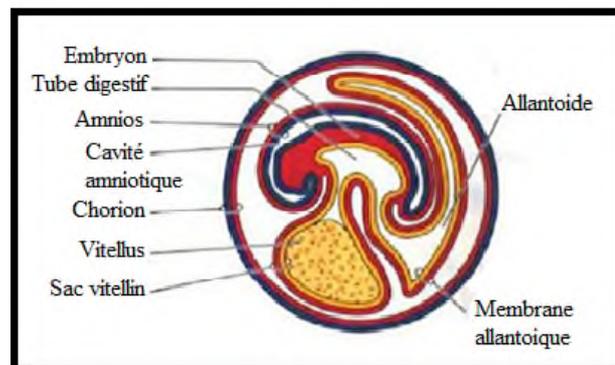


Figure 36: Représentation schématique des membranes extra-embryonnaires à partir d'une coupe transversale d'embryon de poulet « *Gallus gallus domesticus* » âgé de 9 jours (Carlson, 1981).

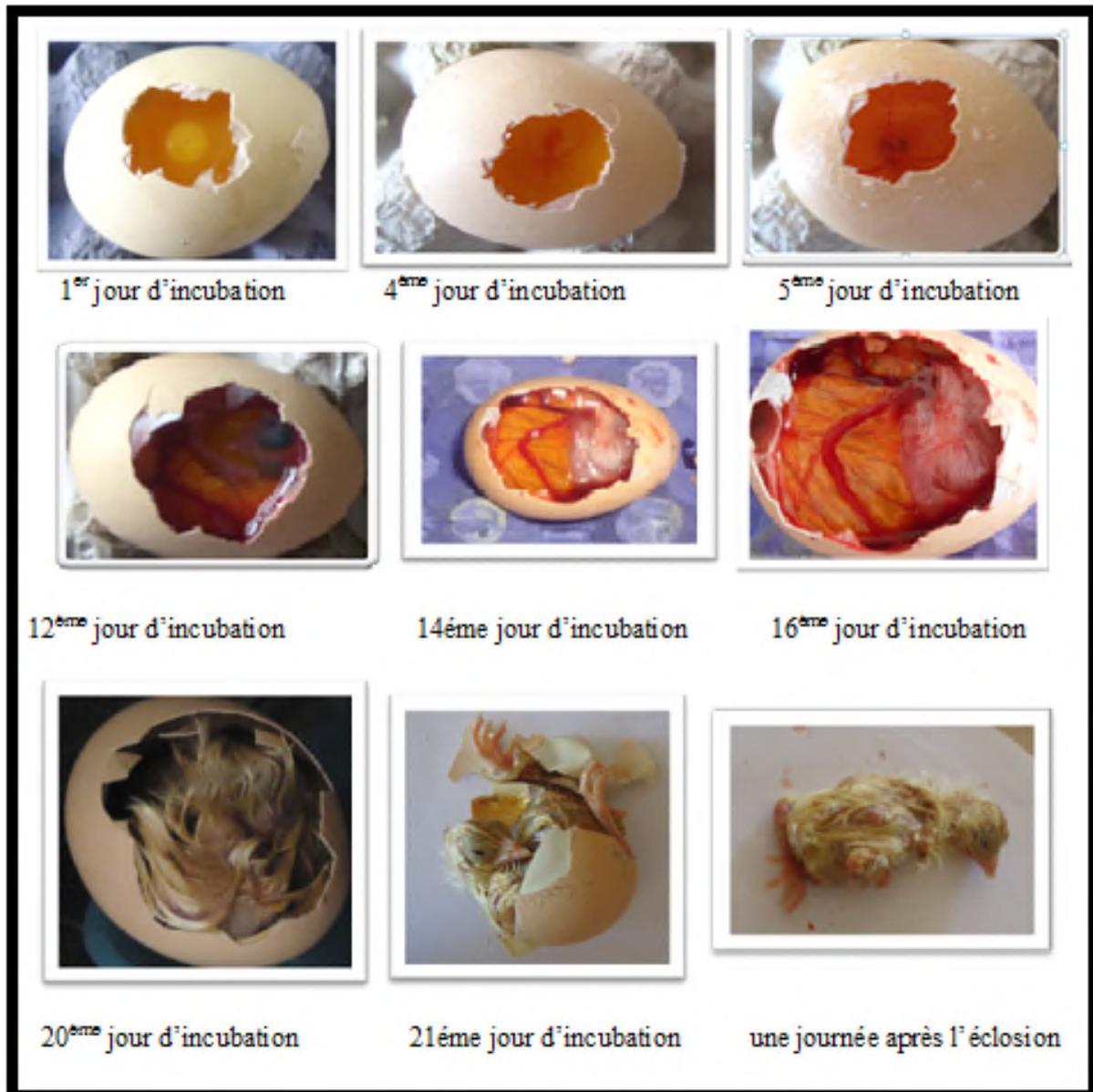


Figure 37: Photographies d'œufs de poule domestique observées à différents stades de développement à l'œil nu (au niveau de notre Laboratoire).



Figure 38: Œufs de poule domestique observés à différents stades de développement embryonnaire (Carlson,1981).

Conclusion et Perspectives

CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES

La présente étude nous a permis de déterminer et d'observer les différents stades du développement embryonnaire de la poule domestique « *Gallus gallus domesticus* ». Pour essayer de répondre aux questions fondamentales du développement embryonnaire de notre espèce et pour un bon suivi des différents stades obtenus, on a du utilisé un certain nombre d'œufs permettant des approches expérimentales multiples et originales. Pour cela, nous avons incubé ces œufs pendant 21 jours dans une étuve à trois paramètres essentiels (température à 37,5°C, humidité, ventilation). Aussi, nous avons effectué le mirage de nos œufs pour augmenter nos chances d'avoir un bon développement embryonnaire. Nous avons ainsi réussi à obtenir le stade de la fin de segmentation, les trois premiers stades de la gastrulation ainsi que les différents stades de l'organogénèse.

L'observation des stades lors des premières heures d'incubation a été faite avec succès après comparaison avec les stades des auteurs Hamberger et Hamilton (1951). Par contre, le stade de neurulation nous a été difficile à identifier car la période du stade neurula tombe la nuit. Les conditions de stockage de nos œufs ne nous ont pas permis de relancer d'autres manipulations puisque la durée de stockage a dépassé dix jours.

Aussi, on s'est intéressé particulièrement au lien qui unie l'œuf et l'embryon en étudiant l'aspect moléculaire et génétique qui intervient au cours du développement embryonnaire de la poule domestique. Enfin, nous avons fini par une analyse des annexes embryonnaires qui nous permettent de comprendre ce processus fascinant. Nous envisageons de confirmer nos résultats par une comparaison avec d'autres travaux qui ont été déjà effectués dans ce domaine.

Le poulet domestique « *Gallus gallus domesticus* » est le premier modèle animal aviaire utilisé en embryologie et qui est toujours d'actualité. Il est donc nécessaire d'étoffer certaines données par de plus amples analyses notamment la collecte de données moléculaires complémentaires (Larivière J.M et Leroy P., 2008). Le modèle poulet a relevé le défi des manipulations génétiques. Il constitue maintenant un modèle à nouveau plein d'avenir (Stern, 2005).

Les approches de la génétique de développement ont permis d'améliorer notre connaissance des mécanismes moléculaires impliqués dans le développement embryonnaire de poulet. En effet, la différenciation de l'ectoderme et de l'endoderme ont été plus fréquemment abordés. Nous n'en sommes encore qu'aux balbutiements de la connaissance des mécanismes moléculaires impliqués dans la différenciation des cellules mésodermiques et la compréhension des étiologies des malformations et des lésions affectant l'embryon qui permettront ensuite d'envisager une thérapie génique (Florence B.P., 2011).

Références
Bibliographiques

A

1. Aili S., 2005. Etude des performances de reproduction chez l'Espèce Aviaire (*Gallus Gallus*). *Mémoire de fin d'étude*. Biologie et physiologie animale.
2. Aire T.A., 2007. Spermatogenesis and testicularcycles. In : Jamieson B.G.M. (Ed). *Reproduction biology and phylogeny of birds*. Queensland Univ. Queensland, Australia, (279-349).
3. Amghar M. et Boulahouat N., 2010. Conception et mise en œuvre d'un élevage avicole bio en autonomie alimentaire en zone difficile (Kabylie, Algérie). *Rapport de stage*. Université Blaise Pascal, (271-301).

B

4. Batellier F., Govoroun M., Brillard J.P., 2004. sex -ratio chez les oiseaux sauvages et domestique. *INRA Pro. Anim* 17(5), (365-372).
5. Beamont F., Cassier P., 1998. Travaux pratique de biologie animale. Paris, *Dunod*. 2100036491, (382-393).
6. Beddington R., Brokes J., Jessell T., Lawrence P., Meyerowitz E., 1999. Biologie du développement (les grands principes) : organisation modèles des vertébrés. Paris, *Dunod*. ISBN 2100041894, (31-36).
7. Bed'hom A., Caville M., Vicaud J.L., Texier-Boichard M., 2009. Connaissance actuelles sur les gènes de coloration chez le poulet. France, *INRA agro paris. Tech*, UMR 1236, Génétique et diversité animales. 8^{ème} journées de la recherche, (609-612).
8. Blesbois E., 2011. Gamètes et fécondation chez les oiseaux. *INRA Prod. Anim.*, 24, (259-272).
9. Brèque C., Peter Surai P., Brillard J.P., 2003. Roles of Antioxidants on prolonged storage of avian spermatozoa *in vivo* and *in vitro*. *Mol., Reprod. Dev.* 66, (314-323).
10. Brilland J.P., Reviers M., 1989. L'insémination artificielle chez la poule : *Bases physiologiques et maîtrise du Taux de fécondation des œufs*. *INRA Nouzilly*. 2(3), (197-203).

C

11. Carlson B.M., 1981. Patten 's foundations of Embryology. *Mc Graw. Hill.* New York.

D

12. Delarue M, 2004. Développement embryonnaire du poulet «*Gallus domesticus*». Université Pierre et Marie Curie. UFR des sciences de la vie, (122-145).

14. De Reviere M., 1988. Appareil génital mâle et production des spermatozoïdes. *In : Reproduction des volailles et production d'œufs. INRA Editions.* Paris, (141-206).

E

16. Elis S., 2007. Approche transcriptomique de la compétence ovocytaire chez la poule. *Thèse Université François Rabelais. Tours.* France, (55-70).

17. Ernst R. A., Bradley F. A., Abbott U. K., Craig R.M., 2004. Egg candling and breakout analysis. University of California, Division of Agriculture and Natural Resource. publication 8134.

F

18. Favier B., Fliniaux I., Thelu J., Viallet J. P., Demarchez M., Jahoda C. A. and Dhouailly D., 2000. Localisation of members of the notch system and the differentiation of vibrissa hair follicles: *receptors, ligands, and fringe modulators.* Dev Dyn 218 426-37 and neuronal fate in response to graded Shh signaling. *Cell* 90, (169-80).

19. Fosta J.C., 2008. Caractérisation de la population de poulets locale (*Gallus gallus*) au Cameroun. Génétique animale. Génétique animale et Système de production, (301).

20. Froman D., 2003. Deduction of a model for sperm storage in the oviduct of the domestic

fowl (*Gallus domesticus*). Biol. Reprod. 69, (248-253).

21. Fillon V., 1997. Apport de Cartographie cytogénétique de *Gallus gallus domesticus* à la connaissance des microchromosomes d'oiseaux. *Thèse de doctorat*. Université de Montpellier II.

22. Fillon V., Vignoles M., Garrigues A., Frédérique P., Mireille Morisson Crooijmans R., Groenen M., Gellin J., Vignal A., 2003. La carte cytogénétique du poulet : *un moyen pour identifier les macrochromosomes et pour comparer les génomes aviaires*. Laboratoire de Génétique Cellulaire, *INRA de Toulouse*. Auzeville, BP27, 31326 Castanet Tolosan.

23. Fillon V., Vignoles M., Crooijmans R., Groenen M., Séguéla A., Gellin J. and Vignal A., 2001. 4ème Journées de la Recherche Avicole. Nantes. 27-29 mars, (365-368).

G

24. Gilgienkantz S., 2004. Le sexe des oiseaux. *Médecine sciences*, Université du Québec à Montréal. Erudit offre des services d'édition numérique de document scientifiques. Vol. 20, N°11, (1004-1008).

25. Guérin- Dubiard C., Baron F., Thapon J.L. (Coord.) Tec et Doc., Collection Sciences et Techniques Agroalimentaires., Paris, France, (160-249).

H

26. Hamberger V., Hamilton H., 1951. A series of normal stages in the development of the chick embryo. *Morphol.* 88, (49-92).

27. Horrocks A.J., Stewart S., Jackson L., Wishart G.J., 2000. Induction of acrosomal exocytosis in chicken spermatozoa by inner perivitelline-derived N-linked glycans. *Biochem. Biophys. Res. Co.* 278, (84-89).

28. Houillon Ch., 1967. Embryologie. Hermann. Coll. *Méthodes*, Paris. Journées d'étude sur l'incubation, *Bull. St. Exp. Avic.* Ploufragan. Vol, (21-22).

I

29. Islam M. S., Howlider M.A.R., Uddin M.S., Kabir F., Alam J., 2002. Study on Reproductive Parameters of Biological Sciences. ISBN 16086-41272. (9), (605-607).

J

30. Jonathan E., 2009. Contrôle transcriptionnel de l'identité musculaire chez la drosophile. *Thèse*. Toulouse III-Paul sabatier, (191).

31. Jonchere V., 2010. Identification de gènes et de protéines de l'utérus impliqués dans le transfert minéral. *la calcification de la coquille et la protection antimicrobienne de l'œuf de poule. Thèse de doctorat*. Ecole doctorale : Santé, Sciences, Technologies. Université Francois-Rablais de Tours, (19-21).

K

32. Kalid H.H., 2011. Classification of the fowl principales of poultry science. Diyala University. Collège agriculture, (25-30).

L

33. Ladjali K, 1994. Caryotype de la poule domestique *Gallus domesticus* et incidence des anomalies chromosomique dans les troubles de la reproduction. *Thèse de doctorat*. Institut National de la Recherche agronomique Paris-Grignon, (179-180).

34. Le Douarin P., 2000. Maîtriser l'incubation pour assurer la performance. Réussir Aviculture. N°102, (19-21).

35. Lee Cartwright A., 2000. Incubating and Hatching Eggs. Texas Agricultural Exrension Service, The Texas A&M University System. B-6092, (1- 5).

36. Le moigne A., 1989. Biologie du développement : développement des oiseaux. 2^{ème} édition. Masson. Paris, (3-107).

37. Lemoine M., Grasseau I., Brillard J.P., Blesbois E., 2008. A reappraisal of factors involved in the *in vitro* induction of acrosome reaction in chickens. *Reproduction*. *136*, (391-399).

38. Linneaus.,1958. Classification du la poule domestique. Masson, 2^{ème} édition. C-12365, (12-235).

M

39. Mann K., 2008. Proteomic analysis of the chicken egg vitelline membrane Proteomics. *8*, (2322-2332).

N

40. Nagai H., Mak S.S., Weng W., Nakaya Y., Ladher B., Sheng G., 2011. Embryonic Development of the Emu. Laboratory for Early Embryogenesis. RIKEN Center for developmental Biology Kobe, Hyogo 650-0047, Japon. *Dromaius novaehollandial*. *240*, (162-175)

41. Nys Y., 2010. Structure et formation de l'oeuf. In : Science et technologie de l'oeuf. *Vol 1* Production et qualité.

O

42. Okamura F., Nishiyama H., 1978b. Penetration of spermatozoa into the ovum and transformation of the spermatozoon nucleus into the male pronucleus in the domestic fowl. *Cell Tissue Res*. *190*, (89-98).

P

43. Pain B, 2004. Génomique fonctionnelle des cellules souches embryonnaires aviaires, Laboratoire de biologie moléculaire et cellulaire. UMR-5161 CNRS- ENS Lyon – UMR 1237 *INRA*. Ecole Normale supérieure de Lyon 46, (123-300).

44. Picaud J.L., Bachr J.C., Maissiot J., 2004. *Dunod*. Paris. ISBN 2100488473.

45. Pourquié H., 2003. Biologie du développement. Collection méthodes Hermann, Paris.

R

46. Rabbani M.G., Sasanami T., Mori M., Yoshizaki N., 2006. Sperm-egg interaction is mediated by a sperm-associated body in quail. *Dev. growth diff.* 48, (33-40).

47. Rabbani, M.G., Sasanami T., Mori, M., Yoshizaki, N. 2007. Characterization of the sperm-associated body and its role in the fertilization of the chicken. *Dev. growth differ.* 49, (39-48).

48. Riddle R.D., Johnson R. L., Laufer E. and Tabin C., 1993. Sonic hedgehog mediates the polarizing activity of the ZPA. *Cell* 75, (1401-16).

49. Sauveur B., 1988. Reproduction des volailles et production d'œufs. *INRA Editions*, Paris, France, (449).

50. Romanoff A.L., Romanoff A.J., 1949. The Avian Egg. John Wiley and Sons (Eds). N.Y. USA, (918-920).

51. Roux M et Mazzella J.M., 2003. Collinear activation of Hox b genes during gastrulation is linked to mesoderm cell ingression. Tadahiro limura & Olivier pourquié nature.

S

52. Sauveur B., 1996. Photopériodisme et reproduction des oiseaux domestiques femelles. *INRA Prod. Anim*, 2-85340-961-9.

53. Sauveur B., 1988. Reproduction des volailles et production d'œufs. *INRA Prod. Anim*, 2-85340-961-9.

54. Scott et Gilbert., 2004. Biologie du développement. Published by De Boeck Université. ISBN 28004145344. 9782804145347, (858).

55. Sid H, Benaicha A.; 2008. Morphologie et anatomie de la poule, projet rfin d'étude résultats de suivi zootechnique d'élevage des poules pondeuses, DSV, Saas dahleb, Blida, (1-17).

56. Spyros Artavanis-Tsakonas M., 2001. La génétique moléculaire des organismes modèles : *un paradigme de principes généraux en biologie*. Biologie et génétique de développement. cur. *Pro. Natl-Acad. Sci-USA* 25. (12), (105).

57. Smith C.A., Sinclair A.H., 2004. Sex determination: insight from the chicken. *Bioessay*. 26, (120-32).

58. Stern C. D., 2004. Gastrulation in the chick Gastrulation. Cold Spring Harbor. New York. Cold Spring Harbor. Laboratory Press. 15, (219-232).

59. Stern C. D., 2005. Neural induction: *old problem, new findings, yet more questions* *Development*. 132(9), (2007-2021).

W

60. Wageningen N.V., Meindert J., Bonnier P., Kasper H., L'incubation des oeufs par les poules et en couveuse. Jeroen Boland, (40-61).

61. Wilson H.R., 2004. Hatchability Problem Analysis. Dairy and Poultry Sciences Department, Florida Cooperative Extension Service. Institut of Food and Agricultural Sciences, University of Florida. CIR1112.

62. [http:// www.wily.com](http://www.wily.com)

63. [http:// www.aviculture aumaroc.com](http://www.avicultureaumaroc.com).

64 . [http://www. Edu.upmc.fr](http://www.Edu.upmc.fr)

65. [http://www.futura- science.com](http://www.futura-science.com)

66. [http://www.biodeug.com /licence-12-bio-du développement- tp 4-développement des oiseaux](http://www.biodeug.com/licence-12-bio-du_developpement-tp_4-d%C3%A9veloppement_des_oiseaux).

ABSTRACT

The domestic fowl "*Gallus gallus domesticus*" is a subspecies of the red jungle fowl. This is one of the most common pets and widespread with a population of over 24 million people in 2003. There are more chickens in the world than any other species of birds. Humans keep chickens primarily as a source of food, consuming both their meat and their eggs. Since Aristot discovered the chicken embryo as an ideal target for embryological studies, embryos were described in terms of incubation time and the use of this method is still valid.

The objective of this work is to follow the incubation of eggs of the domestic fowl "*Gallus gallus domesticus*" for 21 days under specified conditions. Indeed, the main stages of embryonic development (Fertilization, Segmentation, Gastrulating, Neurulation, organogenesis) were studied in our experiment. Thus, we managed to get the final segmentation stage, the initial stages of gastrulating (stages 4, 7 and 9 h) and stages 3, 5, 9, 14, 16 and 20 days of incubation corresponding to organogenesis. Thus, there has been extra-embryonic annexes have an essential role in the life of the embryo. The neurala stage was extremely difficult to identify as it falls at night any time in which our eggs we incubated. This is probably due to a slowdown of embryonic development. Indeed, our eggs were stored in our laboratory for a long time under conditions not very adequate. Also, the age of the eggs is important given that the genetic factor is involved in embryonic development.

Key words: chicken, embryo, egg, *Gallus gallus domesticus*, embryonic development, genetic factors, Fertilization, Segmentation, Gastrulating, Neurulation, Organogenesis, extra-embryonic annexes.

Résumé

La poule domestique « *Gallus gallus domesticus* » est une sous-espèce de la volaille rouge de la jungle. C'est l'un des animaux domestiques les plus communs et les plus répandus avec une population de plus de 24 milliards individus (en 2003). Il y a plus de poulets dans le monde que n'importe quelle autre espèce d'oiseau. Les humains gardent les poulets principalement comme source de nourriture, consommant leurs viandes et leurs œufs.

Depuis Aristote a découvert l'embryon de la poule comme cible idéale pour des études embryologiques, des embryons ont été décrits en termes de temps d'incubation et l'utilisation de cette méthode est toujours d'actualité.

L'objectif de ce travail est d'incubation des œufs de la poule domestique « *Gallus gallus domesticus* » pendant 21 jours dans des conditions spécifiques. En effet, les grandes étapes du développement embryonnaire (Segmentation, Gastrulation, Neurulation, organogenèse) ont été étudiées au cours de notre expérimentation. Ainsi, nous sommes parvenus à obtenir le stade de fin de segmentation, les premiers stades de la gastrulation (stades 4, 7 et 9 heures) et les stades 3, 5, 9, 14, 16 et 20 jours d'incubation correspondant à l'organogenèse. Ainsi, on a pu observer les annexes extra-embryonnaires qui ont un rôle essentiel dans la vie de l'embryon. Le stade neurula nous a été extrêmement difficile à identifier vu qu'il tombe la nuit n'importe l'heure à la quelle on incube nos œufs. Ceci est probablement dû à un ralentissement du développement embryonnaire. En effet, nos œufs ont été stockés au sein de notre laboratoire pendant une longue durée dans des conditions pas très adéquates. Aussi, l'âge des œufs joue un rôle important vu le facteur génétique qui est impliqué dans le développement embryonnaire.

Mots clés : poulet, embryon, œuf, *Gallus gallus domesticus*, développement embryonnaire, facteurs génétiques, Fécondation, Segmentation, Gastrulation, Neurulation, Organogenèse, annexes extra-embryonnaire.