

République Algérienne Démocratique et populaire

**MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

**UNIVERSITE EL-HADJ LAKHDAR
BATNA**

FACULTE DES SCIENCES

DEPARTEMENT VETERINAIRE



MEMOIRE

Pour l'obtention du diplôme de

MAGISTER

Option : Anatomie

Présenté par:

M^{lle} BEDDIAF Bani

THEME

**CHRONOLOGIE DU DEVELOPPEMENT EMBRYONNAIRE
CHEZ LES OISEAUX**

Devant la commission d'examen:

N. ALLOUI:

M.MELIZI:

S. MEHENNAOUI :

A. BENMAKHLOUF

Prof. - Université de Batna

Prof. - Université de Batna

Prof - Université de Batna

Prof - Université de Constantine

Président

Rapporteur

Examineur

Examineur

Année : 2006/2007

REMERCIEMENTS

Je remercie dieu tout puissant qui m'a donné la force et la foi pour mener à bien ce projet .

Au terme de cette étude , je tiens à adresser ma profonde reconnaissance à toutes les personnes qui m'ont soutenue , aidée et encouragée tout au long de ce travail .

Je tiens à exprimer ma profonde reconnaissance au professeur : **Mohamed MELIZI** , de l'université de Batna , tout d'abord pour m' avoir fait confiance et pour m'avoir inspiré le sujet ensuite pour ses conseils précieux , ses orientations judicieuses et ses directives efficaces , ainsi que pour les réflexions avisées qu'il m'a apportées .

Je remercie vivement :

Professeur : **N. ALLOUI** , de l'université de Batna , pour m'avoir honorer en acceptant de présider le jury de soutenance

Professeurs : **S . MEHENNAOUI** , de l'université de Batna et **A . BENMAKHLOUF** , de l'université de Constantine , pour avoir accepter de prendre part au jury chargé d'examiner ce travail .

Je ne manquerai pas d'exprimer profondément ma reconnaissance à Mr :

D. ABDESSEMED propriétaire du couvoir privé de Tazoult , qui m'a réservé le meilleur accueil dans son couvoir et pour m'avoir fourni les œufs embryonnés nécessaires à la réalisation de cette étude , ainsi qu'à toute sa famille .

Je ne pouvais omettre l'aide précieuse et inestimable du :

Dr : **Toufik . MEZIANE** , Professeur à l'université de Batna , pour m'avoir accueilli dans le laboratoire de Nutrition qu'il dirige , lors de la réalisation d'une partie de cette étude .

Dr : **Smail . MEHENNAOUI** , Professeur à l'université de Batna , pour le soutien tant sur le plan moral que scientifique ainsi que pour ses conseils avisés lors de la réalisation d'une partie de cette étude au sein du laboratoire ESPA qu 'il dirige .

*J'*aimerais aussi remercier notre enseignant en post-graduation , le chargé de cours à l'université de Batna Mr : **Amar BOUKAABOUB** , pour son aide précieuse et pour m' avoir orienté dans la partie statistique .

Je tiens enfin , à remercier tous ceux et celles qui se reconnaîtront , pour leur contribution à la réalisation de ce travail ; j'adresse une pensée spéciale , pour leur précieuse aide :

A mon amie : Dr : Dalia . ABDESSEMED et à son PAPA

A Mr : Farid LAAMIDI , bibliothécaire à l'université EL –Hadj Lakhdar – Batna

LISTE DES SYMBOLES & ABREVIATIONS

- ACP** : Analyse en composante principale
- AVT** : Arginine vasotocine
- C** : Concentration
- Ca** : Calcium
- CaBP** : Calbuldine
- CaCl₂.2H₂O** : Chlorure de calcium deux fois hydraté
- Cl** : Clore
- CO₂** : Gaz carbonique
- COC** : Coquille de l'œuf de consommation
- COE** : Coquille de l'œuf embryonné
- CV** : Coefficient de variation
- d** : Densité
- ESPA** : Environnement – Santé – Protection – Animale
- FSH** : Follicule stimulating hormone
- GA** : Grand axe
- GL** : Grande longueur
- GII** : Glande
- HCO₃** : Bicarbonate
- (KH₂PO₄)** : Di-hydrogène-phosphate de potassium
- L** : longueur
- LH** : Luteinizing hormone
- LH** : Longueur de l'HUMERUS
- Lig** : Ligament
- LCM** : Longueur du CARPO-METACARPE
- LF** : Longueur du FEMUR
- LRU** : Longueur du RADIUS-ULNA
- LTF** : Longueur du TIBIA-FIBULA
- LTM** : Longueur du TARSO-METATARSE
- \bar{M}** : Moyenne

Max : Maximale

Mg : Magnésium

mg/l : Milligramme / litre

MgCl₂.6H₂O : Chlorure de magnésium hexa-hydraté

Min : Minimale

Mn : Manganèse

MnCl₂.4H₂O : Chlorure de manganèse quatre fois hydraté

1N : Une fois normal

Na : Sodium

(NH₄)₆Mo₇O₂₄ : Molybdate d'ammonium

nm : Nanomètre

P : Phosphore

PA : Petit axe

ppm : Partie par million

S : stade

VD : Volume de dilution

σ : Ecat-type

SOMMAIRE

| | |
|---------------------------|---|
| Introduction | 1 |
|---------------------------|---|

PREMIERE PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : Rappel anatomique de l'appareil reproducteur

| | |
|--|----|
| I - Anatomie de l'appareil reproducteur femelle | 2 |
| I-1 – Développement de l'appareil reproducteur | 3 |
| I-1-1- Chez l'embryon | 3 |
| I-1-1-1- L'ovaire..... | 3 |
| I-1-1-2- L'oviducte | 3 |
| I-1-2- Chez la poulette..... | 3 |
| I-1-2-1- L'ovaire | 3 |
| I-1-2-2- L'oviducte..... | 4 |
| I-2- Situation et structure de l'appareil reproducteur chez la poule adulte..... | 4 |
| I-2-1-L'ovaire..... | 4 |
| I-2-1-1- Situation..... | 4 |
| I-2-1-2- Structure..... | 6 |
| I-2-2- L'oviducte..... | 8 |
| I-2-2-1- Structure..... | 8 |
| I-2-2-2- Situation | 11 |

CHAPITRE II : Anatomie de l'œuf de poule

| | |
|--|----|
| I-Structure interne de l'œuf | 14 |
| I-1- Jaune d'œuf ou vitellus..... | 14 |
| I-2-Blanc d'œuf ou albumen | 14 |
| I-3-Membranes coquillières | 15 |
| I-4-La coquille | 15 |
| II- Composition de l'œuf de poule..... | 17 |
| II-1-Composition du jaune..... | 17 |
| II-2- Composition du blanc | 18 |
| II-3-Composition des membranes coquillières..... | 18 |
| II-4- Composition de la coquille | 19 |

| | |
|--|----|
| III-Formation de l'œuf..... | 20 |
| III-1-Formation du jaune..... | 20 |
| III-1-1-Rappel physiologique..... | 20 |
| III-1-2-Activité de l'ovaire..... | 20 |
| III-1-2-1-La gamétogenèse femelle..... | 21 |
| III-1-2-2- La vitellogenèse..... | 21 |
| a ₁ - Phase initiale d'accroissement lent..... | 21 |
| a ₂ - Phase intermédiaire..... | 21 |
| a ₃ - Phase de grand accroissement..... | 21 |
| III- 2 – L'ovulation..... | 22 |
| III- 3 - Chronologie et sites de dépôt du blanc ,des membranes coquillières et de la coquille..... | 22 |
| III-3 –1 - La fécondation..... | 22 |
| III-3 –2 - Achèvement de la membrane vitelline dans l'infundibulum | 23 |
| III-3 –3 - Sécrétion des protéines du blanc dans le magnum..... | 23 |
| a) Dépôt des protéines du blanc sur le jaune..... | 24 |
| b) Sécrétion d'eau et de minéraux dans le magnum..... | 25 |
| III- 3- 4- Sécrétion des membranes coquillières dans l'isthme..... | 25 |
| III- 3 - 5 - Hydratation du blanc et sécrétion de la coquille dans l'utérus..... | 25 |
| III-3 –5 –1 - Hydratation du blanc dans l'utérus..... | 25 |
| III-3 –5 –2 - Sécrétion de la coquille dans l'utérus..... | 26 |
| a) Chronologie et lieux de formation de la coquille..... | 26 |
| b) L'origine des constituants minéraux de la coquille..... | 26 |
| b ₁ . Origine du calcium..... | 26 |
| b ₂ . Origine des bicarbonates..... | 28 |
| c) Mécanisme de formation de la coquille..... | 28 |
| d) Minéralisation de la coquille..... | 29 |
| III – 3 - 6 – L'oviposition..... | 31 |

CHAPITRE III : Développement embryonnaire

| | |
|---|----|
| I – Développement embryonnaire précoce..... | 32 |
| I-1- La segmentation..... | 32 |

| | |
|---|----|
| I-1-1 – De la fécondation à l’oviposition..... | 32 |
| I-1-1-1 - Blastula primaire..... | 32 |
| I-1-1-2 - Blastula secondaire..... | 34 |
| I-2- La Gastrulation..... | 36 |
| I-2-1- Formation de la ligne primitive..... | 36 |
| I-3- L’organogenèse..... | 38 |
| I-3-1- La Neurulation..... | 38 |
| I-3-2 – Appareil Digestif et forme générale du corps..... | 40 |
| I-3-3 - La somitogenèse..... | 44 |
| I-3-4 - Appareil urinaire..... | 45 |
| I-3-5 – Appareil cardio-vasculaire..... | 46 |
| I-3-6 - La croissance embryonnaire et l’utilisation des constituants de l’œuf lors du développement embryonnaire..... | 48 |
| I-3-7- La mise en place et le rôle des enveloppes embryonnaires..... | 49 |
| I-3-7-1- La vésicule vitelline..... | 50 |
| I-3-7-2- L’amnios..... | 51 |
| I-3-7-3 – L’allantoïde..... | 52 |
| I-3-8 - Devenir des annexes après l’éclosion..... | 52 |
| I-3-9- Physiologie de l’éclosion et du poussin nouveau-né..... | 54 |

DEUXIEME PARTIE ETUDE EXPERIMENTALE

CHAPITRE IV : Matériel et méthodes

| | |
|---|----|
| I- Détermination des stades du développement embryonnaire..... | 56 |
| I-1- Matériel..... | 56 |
| I-2- Méthodes..... | 56 |
| II – Partie morphométrie..... | 60 |
| II-1-Méthodes..... | 60 |
| III- Partie dosage..... | 64 |
| III-1-Détermination des teneurs en éléments minéraux de la coquille des œufs embryonnés | 65 |
| III-1-1- Préparation de l’échantillon..... | 65 |
| III-1-2- Le dosage du calcium , du magnésium et du manganèse..... | 65 |
| III-1-3- Le dosage du phosphore..... | 68 |

| | |
|---|----|
| IV- Traitement statistique des résultats..... | 70 |
|---|----|

CHAPITRE V : Résultats et discussion

| | |
|--|-----|
| I- Détermination des stades du développement embryonnaire | 72 |
| I-1- Evènements observés à différents stades du développement embryonnaire..... | 73 |
| II- Etude morphométrique | 102 |
| II-1- Les axes de l'œuf | 102 |
| II-2- La grande longueur de l'embryon | 103 |
| II-3- L'évolution de l'aile | 104 |
| II-3-1- La longueur du premier segment de l'aile « HUMERUS »..... | 104 |
| II-3-2- La longueur du deuxième segment de l'aile « RADIUS-ULNA »..... | 105 |
| II-3-3- La longueur du troisième segment de l'aile « CARPO-METACARPE »..... | 107 |
| II-4 – L'évolution du membre pelvien | 109 |
| II-4 - 1-La longueur du premier segment du membre pelvien « FEMUR »..... | 109 |
| II-4-2- La longueur du deuxième segment du membre pelvien « TIBIA-FIBULA »..... | 110 |
| II-4- 3- La longueur du troisième segment du membre pelvien « TARSO-METATARSE | 111 |
| III- La détermination des valeurs des substances minérales dans la coquille de l'œuf embryonné..... | 113 |
| III-1-Teneurs globales des coquilles des œufs embryonnés en éléments minéraux | 113 |
| III-2- Teneur en calcium dans les coquilles des œufs embryonnés | 114 |
| III-3- Teneur en phosphore dans les coquilles des œufs embryonnés..... | 115 |
| III-4 - Teneur en magnésium dans les coquilles des œufs embryonnés..... | 116 |
| III-5 - Teneur en manganèse dans les coquilles des œufs embryonnés..... | 117 |
| Conclusion | 118 |
| Bibliographie | 119 |
| Résumé | |

Liste des figures

❖ Etude bibliographique :

- Figure 1 : Ovaire et oviducte d'une poule pondeuse
- Figure 2 : Variations saisonnières chez la femelle
- Figure 3 : Ovaire et début de l'oviducte
- Figure 4 : Ponte ovulaire
- Figure 5 : Un follicule (ou jaune) en phase d'accroissement rapide et ses enveloppes
- Figure 6 : Oviducte d'une poule (aspect latéral)
- Figure 7 : Structure de la paroi de l'oviducte
- Figure 8 : Coupe longitudinale dans un œuf de poule
- Figure 9 : Structure de la coquille de l'œuf de poule
- Figure 10 : Cinétique et lieu de formation de l'œuf de poule
- Figure 11 : Présence d'os médullaire chez la poule pondeuse
- Figure 12 : Représentation des échanges d'ions aboutissant à la précipitation de CaCO_3 sur la coquille
- Figure 13 : Photographies de la Formation de l'œuf en microscope électronique
- Figure 14 : La segmentation de la cellule-œuf (vue de dessus)
- Figure 15 : Les stades blastula primaire et secondaire
- Figure 16 : Embryon de 18heures
- Figure 17 : Embryon de 20 heures
- Figure 18 : Régression de la ligne primitive
- Figure 19 : Vue d'ensemble de l'embryon après environ 24 heures d'incubation (vue en coupe successives)
- Figure 20 : Destinée des trois feuillets (vue simplifiée)
- Figure 21 : Développement embryonnaire (en section longitudinales)
- Figure 22 : Le développement de l'aile
- Figure 23 : Embryon au stade 6 somites (vue d'ensemble)
- Figure 24 : Appareil circulatoire d'un embryon de poulet de 4 jours

Figure 25 : Dessin anatomique d'un embryon à 96 heures d'incubation

Figure 26 : l'œuf de poule en incubation .Développement des membranes extra-embryonnaire
(Axe embryonnaire coupé transversalement)

❖ Etude expérimentale :

Figure 27 : Position du jaune , de la chambre à air et du germe

Figure 28 : Percer au gros bout en tenant l'œuf verticalement

Figure 29 : Agiter verticalement l'œuf pour décoller les membranes

Figure 30 : Placer l'œuf horizontalement : la chambre à air vient au-dessus du jaune

Figure 31 : Les axes de l'œuf

Figure 32 : Squelette de l'aile

Figure 33 : Squelette du membre pelvien

Figure 34 : Programme de la température du four à moufle

Figure 35 : Représentation graphique des longueurs du grand et du petit axe des œufs embryonnés

Figure 36 : Représentation graphique de l'évolution de la grande longueur de l'embryon

Figure 37 : L'évolution de l'HUMERUS

Figure 38 : L'évolution du RADIUS-ULNA

Figure 39 : L'évolution du CARPO-METACARPE

Figure 40 : Représentation graphique de la croissance en longueur des trois segments de l'aile

Figure 41 : L'évolution du FEMUR

Figure 42 : L'évolution du TIBIA-FIBULA

Figure 43 : L'évolution du TARSO-METATARSE

Figure 44 : Représentation graphique de la croissance en longueur des trois segments du membre
Pelvien

Figure 45 : Teneur des coquilles des œufs embryonnés en calcium

Figure 46 : Teneurs des coquilles des œufs embryonnés en phosphore

Figure 47 : Teneurs des coquilles des œufs embryonnés en magnésium

Figure 48 : Teneurs des coquilles des œufs embryonnés en manganèse

Liste des photographies

Photo 1 : Position de l'embryon sur le jaune sous la coquille découpée

Photo 2 : Embryon à 4 jours d'incubation à l'intérieur de l'œuf

Photo 3 : Embryon et son aire vasculaire dans une boîte de pétri , débarrassé du jaune d'œuf

Photo 4 : Embryon à 1jour d'incubation avec la membrane vitelline

Photo 5 : Embryon à 1 jour d'incubation débarrassé de la membrane vitelline et coloré avec de l'encre de chine noire

Photo 6 : Embryon à 2 jours d'incubation coloré avec de l'EOSINE

Photo 7 : Embryon au stade 2 jours d'incubation coloré avec de l'encre de chine rouge

Photo 8 : Embryon à 4 jours d'incubation photographié au stéréomicroscope

Photo 9 : Embryon à 4 jours d'incubation coloré avec GIEMSA et photographié au Stéréomicroscope

Photo 10 : Embryon à 11 j d'incubation

Photo 11 : Embryon et ses enveloppes dans une boîte de pétri

Photo 12 : Embryon débarrassé de ses enveloppes

Photo 13 : Embryon à un jour d'incubation (durant la gastrulation)

Photo 14 : embryon à un jour d'incubation (au stade Neurulation)

Photo 15 : Embryon à 7 jours d'incubation

Photo 16 : Embryon à 14 jours d'incubation

Photo 17 : Embryon à 21 jours d'incubation

Photo 18 : Embryon à deux heures d'incubation

Photos 19 à 21: Embryon à un jour d'incubation

Photos 21 à 25 : Embryon à deux jours d'incubation

Photos 26 - 27 : Embryon à trois jours d'incubation

Photos 28 - 29 : Embryon à quatre jours d'incubation

Photos 30 – 31 : Embryon à cinq jours d'incubation

Photos 32 - 33 : Embryon à six jours d'incubation

Photos 34 – 35 : Embryon à sept jours d'incubation

Photos 36 – 37 : Embryon à huit jours d'incubation

Photos 38 – 39 : Embryon à neuf jours d' incubation

Photos 40 – 41 : Embryon à dix jours d' incubation

Photos 42 – 43 : Embryon à onze jours d' incubation

Photos 44 – 45 : Embryon à douze jours d' incubation

Photos 46 – 47 : Embryon à treize jours d' incubation

Photos 48 – 49 : Embryon à quatorze jours d' incubation

Photos 50 – 51 : Embryon à quinze jours d' incubation

Photos 52 – 53 : Embryon à seize jours d' incubation

Photos 54 – 55 : Embryon à dix-sept jours d' incubation

Photos 56 – 57 : Embryon à dix-huit jours d' incubation

Photos 58 à 62 : Embryon à dix-neuf jours d' incubation

Photos 63 à 66 : Embryon à vingt jours d' incubation

Photos 67 à 72 : L'éclosion

Liste des tableaux

❖ Etude bibliographique :

Tableau 1 : Répartition des constituants dans les œufs de différentes espèces avicoles

Tableau 2 : Proportions des différentes parties de l'œuf de poule

Tableau 3 : Composition moyenne de l'œuf (en % poids)

Tableau 4 : Répartition des éléments minéraux (en mg / 19 g de vitellus , en mg / 33.2g d'albumen total)

Tableau 5 : Proportion et teneur en eau des différentes couches de l'albumen

❖ Etude expérimentale :

Tableau 6 : Valeurs des axes de l'œuf embryonné

Tableau 7 : Evolution de la grande longueur de l'embryon en fonction de la durée d'incubation

Tableau 8 : Evolution de l'HUMERUS en fonction de la durée d'incubation

Tableau 9 : Evolution du RADIUS-ULNA en fonction de la durée d'incubation

Tableau 10 : Evolution du CARPO-METACARPE en fonction de la durée d'incubation

Tableau 11 : Evolution du FEMUR en fonction de la durée d'incubation

Tableau 12 : Evolution du TIBIA-FIBULA en fonction de la durée d'incubation

Tableau 13 : Evolution du TARSO-METATARSE en fonction de la durée d'incubation

Tableau 14 : Teneurs globales en éléments minéraux des coquilles d'œufs embryonnés

Tableau 15 : Teneur en calcium de la coquille de l'œuf embryonné

Tableau 16 : Teneur en phosphore de la coquille de l'œuf embryonné

Tableau 17 : Teneur en magnésium de la coquille de l'œuf embryonné

Tableau 18 : Teneur en manganèse de la coquille de l'œuf embryonné

INTRODUCTION

L'œuf de poule est le milieu favorable au développement embryonnaire qui au bout de seulement 21 jours, passera selon des séquences ordonnées que l'on peut assimiler à un programme du développement de l'état relativement simple aux structures relativement complexes d'un adulte.

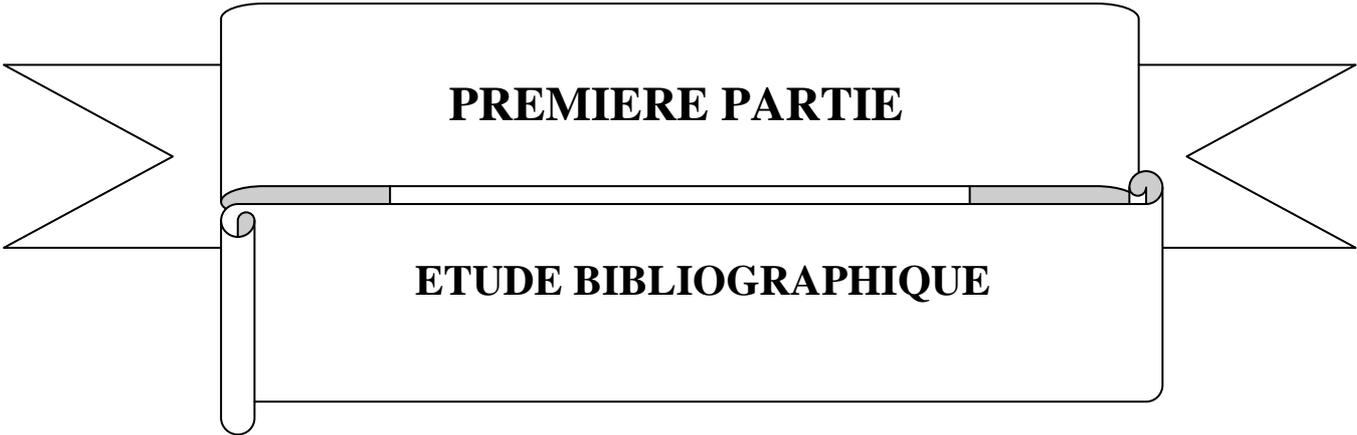
Ce que nous appelons œuf au sens strict, ne désigne que le jaune, cellule géante, riche en vitellus, à la surface de laquelle se trouve une petite zone discoïdale, translucide, formée par le cytoplasme hyalin qui contient le pronucléus femelle. C'est le pôle animal. C'est également à cet endroit qu'a lieu la fécondation et que débute le développement embryonnaire

L'embryon croît alors à la surface du jaune en ne comptant que sur le contenu de l'œuf c'est à dire le blanc et le jaune qui représentent pour le futur poussin l'unique source d'alimentation

Il épuise également une partie des éléments minéraux qui constitue la coquille à partir d'un certain âge lorsque les annexes embryonnaires seront formés .

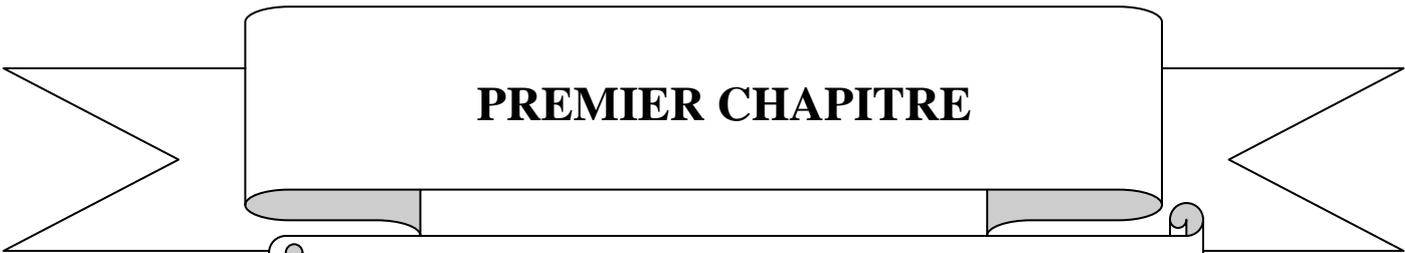
Dans une première étape nous nous sommes fixés comme objectif d'évaluer chronologiquement le développement embryonnaire chez l'œuf de poule en procédant par le suivi des différentes étapes d'apparition des organes et leurs évolutions parallèlement à une description des modifications morphologiques visibles .

Dans une deuxième étape , nous nous proposons d'évaluer la croissance embryonnaire en mesurant la grande longueur de l'embryon ainsi que les trois segments de l'aile et du membre pelvien parallèlement à l'étude de la composition minérale de la coquille de l'œuf embryonné en fonction des stades de développement que nous comparerons avec celle de l'œuf de consommation .



PREMIERE PARTIE

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE



PREMIER CHAPITRE



**Rappel anatomique de l'appareil
reproducteur**

Rappel anatomique de l'appareil reproducteur

I - Anatomie de l'appareil reproducteur femelle :

L'appareil reproducteur des oiseaux femelles est composé de deux parties essentielles : l'ovaire et l'oviducte . Il se distingue de celui des mammifères par plusieurs caractères (GILBERT , 1979) :

- ❖ Les organes génitaux femelles ne sont développés que du côté gauche
- ❖ L'oviducte (gauche) sécrète plusieurs parties intégrantes de l'œuf
le blanc , la membrane , la coquille et débouche dans l'*urodaeum* du cloaque
- ❖ L'embryon se développe à l'extérieur de l'organisme maternel .

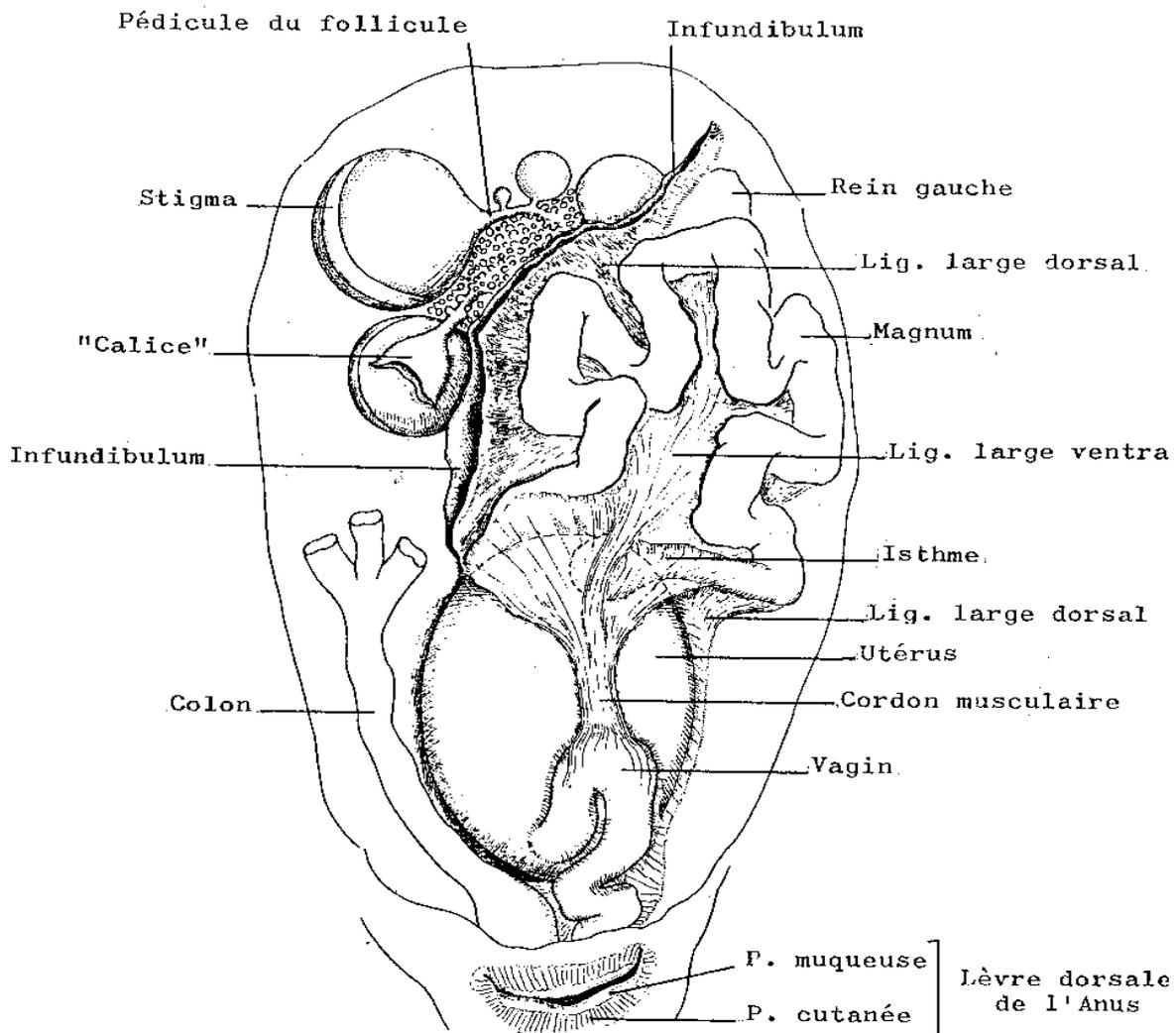


Fig .1 : Ovaire et oviducte d'une poule pondeuse
(GETTY , 1975)

I-1- Développement de l'appareil reproducteur

I-1-1- Chez l'embryon

I-1-1-1- L'ovaire :

Chez les oiseaux, les cellules germinales primordiales d'abord situées dans la partie postérieure de l'embryon (BEAUMONT et CASSIER., 2000), migrent en totalité vers la partie antérieure au cours des 20 premières heures d'incubation par les mouvements morphogènes qui s'exercent sur l'entoblaste extra-embryonnaire et les entraînent dans une région extra-embryonnaire : le croissant germinal antérieur (GILBERT, 1979). Entre 24 et 72 h d'incubation par des mouvements amiboïdes, elles gagnent les vaisseaux sanguins et sont transportées par le sang jusqu'aux crêtes génitales où elles quittent les vaisseaux par diapédèse (REVIERS, 1971). Les crêtes génitales apparaissent sous forme d'un bombement de l'épithélium coelomique dorsal de part et d'autre du mésentère (à 2,5 j d'incubation chez le poulet), elles sont aussitôt colonisées par les cellules germinales au terme de leur migration. Jusqu'à 7 jours, la différenciation mâle-femelle de la gonade n'est pas définitive ; ce qui explique que lorsqu'une gonade droite se développe, elle montre des caractéristiques mâles (SAUVEUR, 1988)

I-1-1-2- L'oviducte :

Il se développe de façon symétrique à partir du 4^{ème} jour d'incubation. L'oviducte droit cesse de croître au 8^{ème} jour et régresse à partir du 11^{ème} jour. Du côté gauche, l'oviducte se différencie en plusieurs segments entre le 12^{ème} et le 13^{ème} jour mais ne communique pas avec le cloaque (GILBERT, 1979).

I-1-2- Chez la poulette :

I-1-2-1- L'ovaire :

Dans les cas usuels, l'ovaire droit ne représente lors de l'éclosion du poussin qu'un résidu de tissu médullaire situé sur la veine cave caudale. Si l'ovaire gauche est détruit pendant le premier mois d'âge, cet ovaire droit résiduel peut encore évoluer en un ovotesticule. A l'éclosion, l'ovaire gauche pèse environ 0.3 g (SAUVEUR., 1988), il a l'aspect d'un triangle plat de quelques millimètres accolé au lobe antérieur du rein gauche (NICKEL et al, 1977). Il est essentiellement constitué de tissu conjonctif (stroma ovarien) renfermant des sinus sanguins et des cellules dites "interstitielles" capables de synthétiser des hormones stéroïdiennes. Tous les follicules y sont déjà présents. L'ovaire n'évolue que lentement pendant les premières semaines de la vie. Mesurant environ 1.5 cm de long à 12 semaines d'âge, il est composé alors d'une partie centrale ou *medulla* (très vascularisée) et d'une couverture ou *cortex* (NICKEL et al, 1977 ; GILBERT, 1977).

Initialement le cortex est lisse mais , dès la 5ème semaine d'âge , des cannelures y apparaissent qui s'accroissent ensuite en nombre et en profondeur ; le tissu médullaire gagne vers l'extérieur et la distinction medulla-cortex devient plus difficile . La surface du cortex prend en outre un aspect de plus en plus granuleux au fur et à mesure que s'y développent les follicules (SAUVEUR , 1988) . Durant les trois semaines qui précèdent la maturité sexuelle (ponte du premier œuf) , le poids de l'ovaire passe de 5 à 60g environ en relation avec la synthèse des hormones stéroïdiennes , elle-même dépendante des hormones gonadotropes hypophysaires LH et FSH (JOHNSON et WANG , 1993)

I-1-2-2 L'oviducte :

Après l'éclosion , la croissance de l'oviducte est sensiblement proportionnelle à celle de l'ovaire (JOHNSON , 1986) . A l'approche de la maturité sexuelle , il s'accroît rapidement de 15 à 70 cm de long environ grâce à une hyperplasie massive (SAUVEUR , 1988) . Deux à 3 semaines avant la production du premier œuf , son poids augmente de moins d'un gramme à plus de 40 g en deux semaines (SAUVEUR , 1994) . Son épithélium est indifférencié chez le jeune et dépourvu de cellules sécrétrices . Celles-ci et les glandes tubulaires n'apparaissent qu'à l'approche de la maturité sexuelle c'est seulement à ce moment que s'établit aussi la communication entre la lumière de l'oviducte et le cloaque .

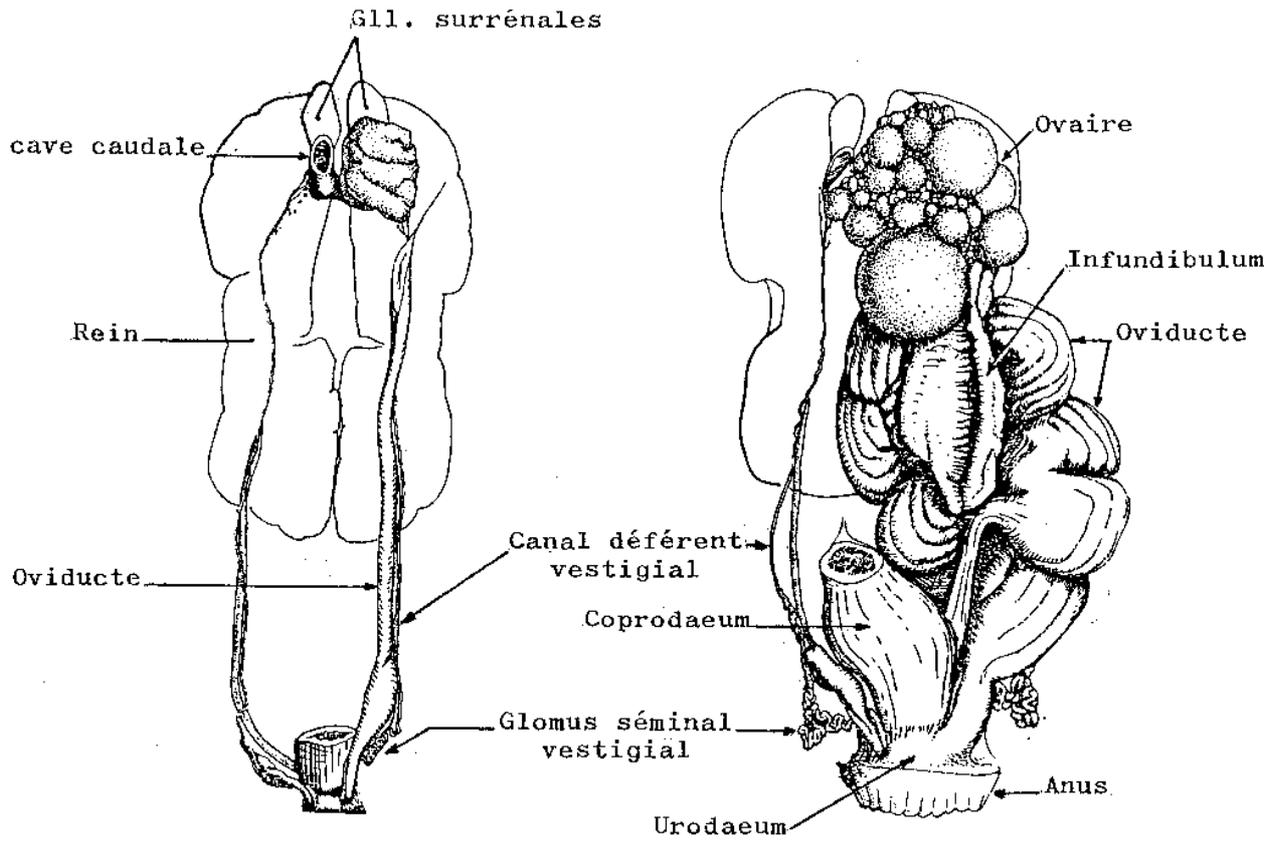
Lors d'un arrêt de ponte (période de mue par exemple) , la régression de l'ovaire et de l'oviducte est encore plus rapide (quelques jours) que leur établissement chez la poulette (SAUVEUR , 1988) .

I-2- Situation et structure de l'appareil reproducteur chez la poule adulte

I-2-1- L'ovaire :

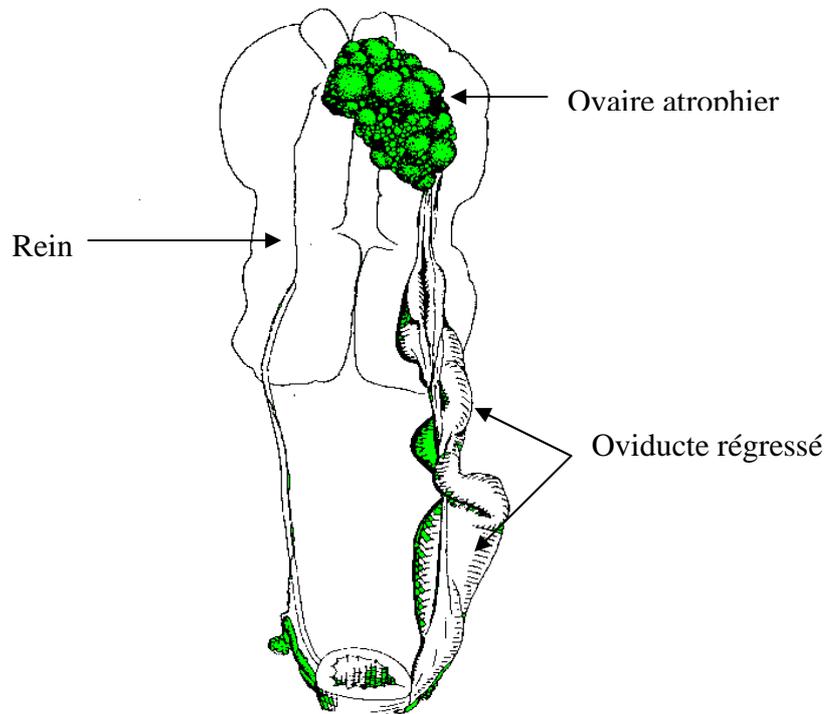
I-2-1-1- Situation :

En phase de repos , l'ovaire est une structure ovale, allongée et aplatie. Son extrémité crâniale arrondie est large en section transversale ; son extrémité caudale est plus pointue . (SCHWARZE , 1966) . Chez une poule, il mesure en moyenne 3 cm de longueur , 2 cm de largeur , 0,35 à 1 cm d'épaisseur (figure 2- a) . En période d'activité sexuelle , l'ovaire gauche ressemble à une grappe de raisin (figure 2 - b) : de nombreux follicules arrondis , de tailles variées , se projettent à partir de la surface ventrale de l'ovaire et sont suspendus dans la cavité abdominale par un pédicule (figure 1) . La plupart de ces follicules subissent l'atrésie , quelques-uns arrivent à maturité et libèrent l'ovocyte selon une ligne de déhiscence équatoriale et avasculaire (figure 3) . Les follicules rompus forment les « calices de l'ovaire » (figure 4) , ils dégènèrent et disparaissent sans évoluer en une glande endocrine (NICKEL et al ., 1973)



a - Repos sexuel

b - Période de ponte



c - Fin de couvain

Fig . 2 : Variations saisonnières chez la femelle
(d'après : MASHALL , 1960)

Chez une poule en période de ponte , 4 à 5 très volumineux follicules sont présents (leur diamètre peut atteindre 4 cm) (GURAYA , 1989) .

L'irrigation artérielle de l'ovaire est variable même à l'intérieur d'une même espèce . Elle dérive le plus souvent de l'artère rénale antérieure . Il existe deux veines ovariennes qui rejoignent la veine cave supérieure . L'innervation est très développée , spécialement en direction des follicules (SAUVEUR , 1988) .

I-2-1-2- Structure :

La distinction entre *medulla* et *cortex* n'étant pas possible dans l'ovaire adulte, on parle plutôt d'amas cellulaire dont certains contiennent les oocytes (dit quelquefois zone parenchymateuse) et d'autres surtout du tissu médullaire et des vaisseaux (zone vasculaire) (TAYLOR in SAUVEUR , 1988) . L'ovaire adulte a l'aspect d'une grappe du fait de la présence de sept à dix gros follicules contenant chacun un jaune en phase d'accroissement rapide (NICKEL et al , 1977) . A côté de ceux-ci se trouvent de très nombreux petits follicules (plus de 1000 visibles à l'œil nu) ainsi que un ou deux follicules vides (stade post-ovulatoire) qui dégénèrent rapidement . La structure de ces follicules a été souvent décrite (figure 5) ; on y distingue à l'état mature , de l'intérieur vers l'extérieur (GILBERT , 1979 ; SAUVEUR , 1988) :

- Une couche péri-vitelline acellulaire sécrétée par *la granulosa*.
- Une couche mono-cellulaire : *la granulosa* (responsable de la sécrétion de la progestérone)
- Une couche dite basale
- Les deux thèques interne et externe renfermant des cellules interstitielles (à l'origine de la synthèse des œstrogènes et de la testostérone)
- Une couche de tissu conjonctif (sauf au niveau du stigma où s'ouvrira le follicule)
- Un épithélium superficiel .

Les structures de relation entre les cellules de la *granulosa* et le vitellus (ou jaune) enfermé dans le follicule varient avec le temps : lorsque le follicule atteint 2mm de diamètre , des excroissances de *la granulosa* forment des interdigitations avec la membrane vitelline (figure 5) qui deviennent de plus en plus complexes . Cette structure (dite *zona radiata*) disparaît lorsque le follicule atteint 15mm de diamètre ; elle joue sans doute un rôle fondamental dans le transfert des constituants du jaune (GURAYA , 1989) .

Chaque follicule est rattaché à l'ovaire par un pédicule par où pénètrent 2 à 4 artères sanguines celles-ci se répandent dans la thèque externe et se divisent en artérioles qui , à travers la thèque interne , viennent former un réseau capillaire dense autour de la couche basale (GILBERT , 1979)

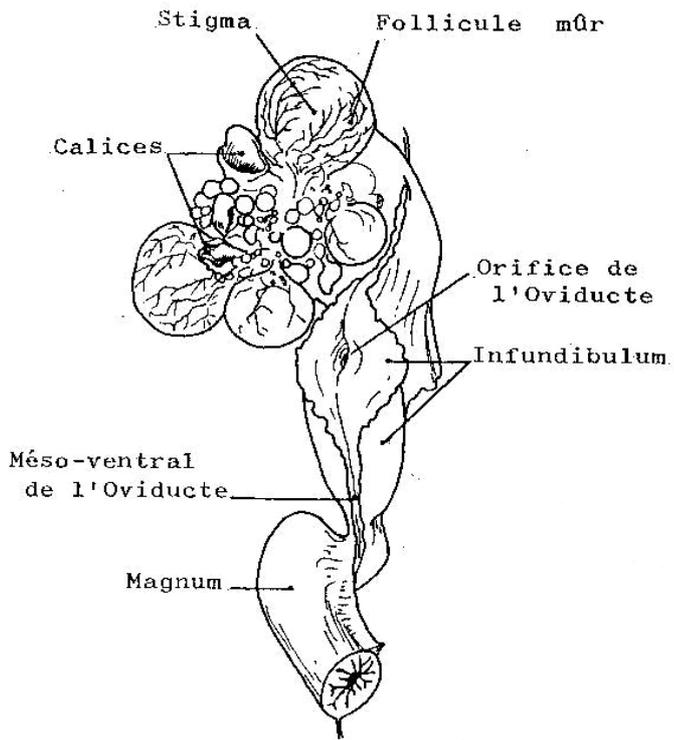


Fig . 3 : Ovaire et début de l'oviducte
(NICKEL et al ., 1973)

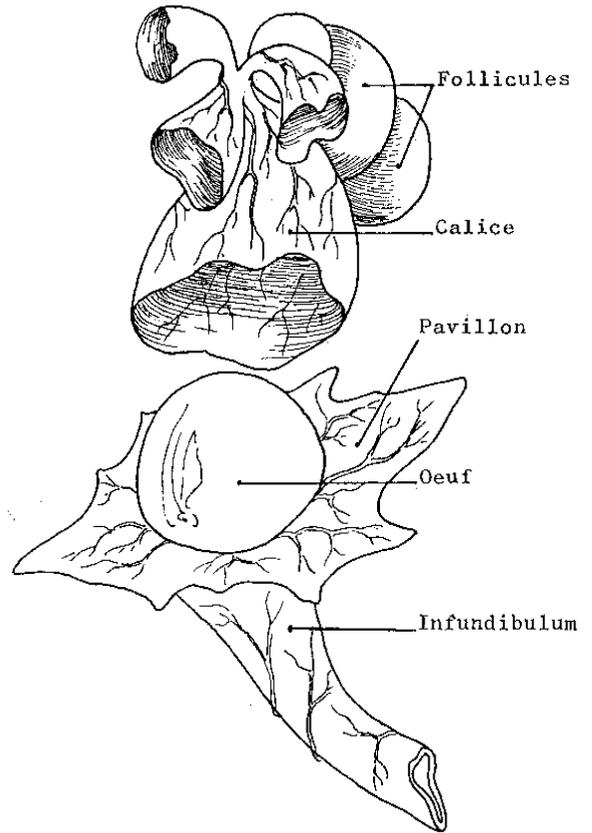


Fig . 4 : Ponte ovulaire
(SCHWARZE ., 1966)

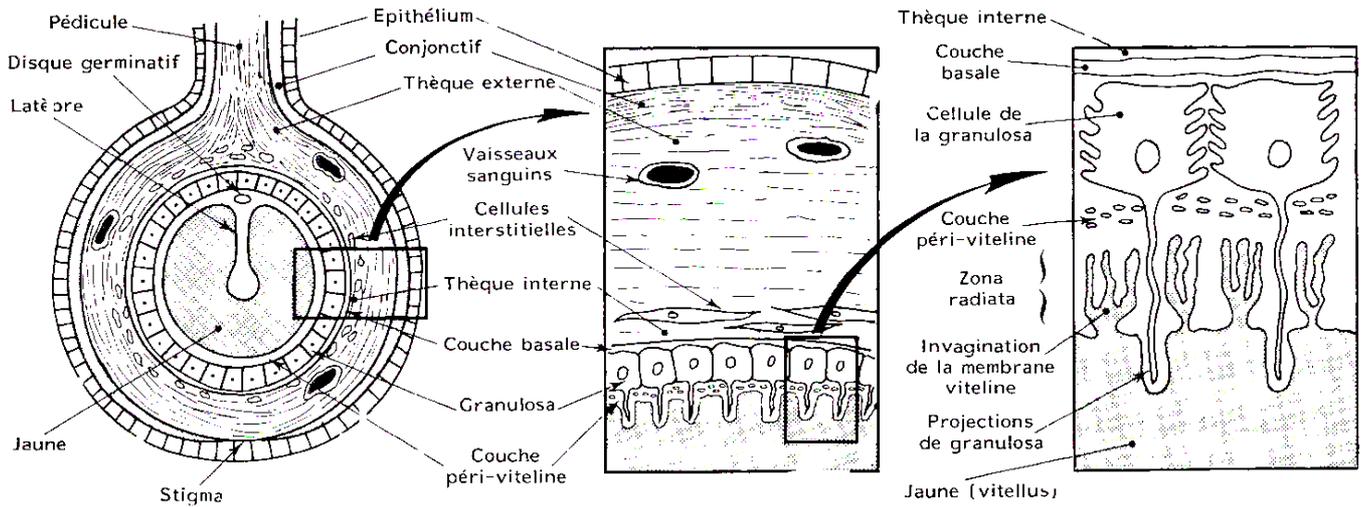


Fig . 5 : Un follicule (ou jaune) en phase d'accroissement rapide
(d'après SAUVEUR ., 1988)

Le système veineux , quant à lui , prend naissance à plusieurs niveaux dont le plus profond se situe dans la thèque interne . Des fibres nerveuses suivent un trajet semblable à celui des artérioles . Le réseau capillaire est très peu dense au niveau du stigma ou ligne de déhiscence folliculaire ; cette disposition fait que l'ovulation n'entraîne en principe pas d'hémorragie . Cependant , lorsque celle-ci intervient le jaune porte une "tâche de sang" (SAUVEUR , 1988) .

I-2-2- L'oviducte :

Seul l'oviducte gauche est fonctionnel . C'est un tube circonvolutionné à paroi épaisse (figure 6) très dilatable qui relie la cavité cœlomique (il s'ouvre à proximité de l'ovaire) au cloaque (GRASSE , 1950) . Il est soumis à un rythme saisonnier important : pendant la période de reproduction , l'oviducte inactif d'une poule a une longueur moyenne de 15 cm avec un poids de 5 g . Lors de la période de ponte , il mesure environ 65 cm et pèse 76 g . Ainsi la longueur de l'oviducte est multipliée environ par 4 et son poids augmente de 15 à 20 fois (MARSHALL , 1960 ; GETTY , 1975) .

I-2-2-1- Structure :

Ce tube flexueux d'aspect extérieur assez homogène (figures : 1 - 6 et 7) montre pourtant , du point de vue histologique et du point de vue physiologique , plusieurs segments qui sont dans le sens antéro-postérieur (STURKIE ., 1976 ; NICKEL et al .,1977 ; GILBERT,1979 ; SAUVEUR 1988) :

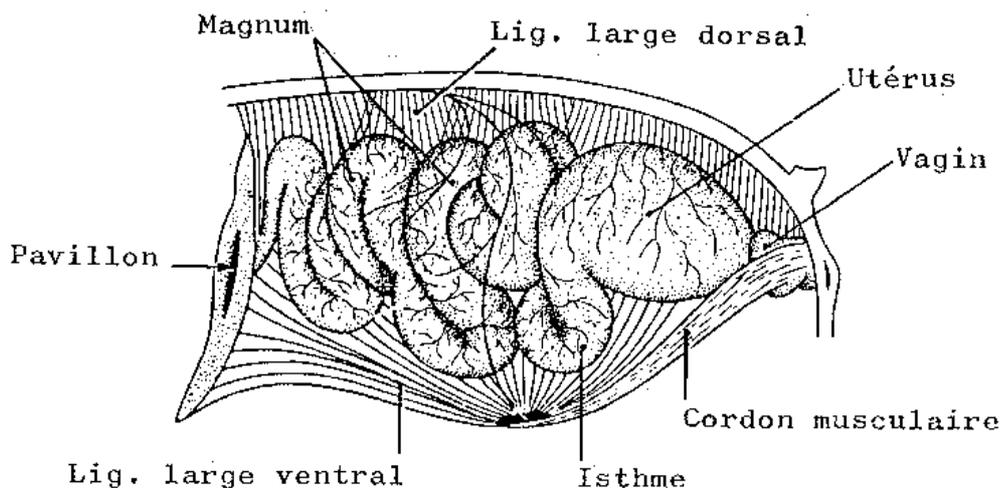


Figure . 6 : Oviducte d'une poule – aspect latéral –
(GRASSE , 1950)

1- Ostium abdominal : c'est une fente de (6 x 3) cm qui rattache l'infundibulum à l'ovaire

2- L'infundibulum : ou pavillon , zone très fine en forme d'entonnoir et ne présente pas de replis de la muqueuse interne . D'une longueur de 2 à 3 cm , il est franchi par l'œuf en formation en une vingtaine de minutes . Le pavillon est maintenu à proximité des follicules en maturation par un solide ligament qui l'unit à l'avant- dernière côte gauche .

3- Le magnum : est la partie la plus longue de l'oviducte environ (30-50) cm , il est franchi par l'œuf en 3 heures durant lesquelles (40- 50 %) de l'albumen est déposé . Sa paroi est très extensible et contrairement à celle du pavillon , elle présente sur sa face interne des plis très importants dont l'épaisseur peut atteindre 5mm . C'est la zone la plus riche en cellules et glandes sécrétrices . Le magnum est nettement séparé de la zone suivante par une étroite bande sans glande ni repli interne

4- L'isthme : avec un léger rétrécissement du diamètre par rapport au magnum , l'isthme présente des replis de la muqueuse interne moins accentués que ceux du magnum . D'une longueur de (4 - 6) cm , ces quatre derniers centimètres constituent l'isthme rouge (richement vascularisés) par opposition à l'isthme blanc antérieur . L'œuf en formation parcourt l'isthme en 1 heure où la membrane coquillière est déposée .

5- L'utérus : ou glande coquillière , se distingue nettement des segments précédents par sa forme de poche et l'épaisseur de sa paroi musculaire . Ses replis internes sont moins continus car interrompus par des protubérances transverses . Ses 10-12 cm sont franchis par l'œuf en 20 heures . L'utérus assure l'inhibition de l'albumen (50-60 %) et est responsable de la mise sous-tension de la membrane coquillière et du dépôt de la coquille minéralisée .

6- Le vagin : est une zone étroite et musculaire qui débouche latéralement à l'uretère gauche dans l'*urodaeum* . Il est séparé de l'utérus par un resserrement appelé jonction utéro- vaginale . Dans ce segment , les replis de la paroi interne sont longitudinaux et les glandes sécrétrices sont absentes . Le vagin assure la formation de la cuticule externe de la coquille et la pigmentation .

La paroi de l'oviducte est constituée d'une superposition de sept couches (figure 7) , qui sont de l'intérieur vers l'extérieur (GILBERT , 1979) :

- L'épithélium sécrétoire : couvrant les replis et renfermant deux types principaux de cellules (ciliées et caliciformes) en proportion variable suivant les segments .
- Une couche dite : *lamina propria* renfermant les glandes tubulaires pluricellulaires
- Une couche conjonctive interne
- Une couche de fibres musculaires circulaires
- Une couche conjonctive externe
- Une couche de fibres musculaires longitudinales
- Une séreuse externe (péritoine) .

* Les cellules épithéliales caliciformes (dites : « à mucus » ou « en gobelet ») et les cellules des glandes tubulaires assurent à chaque niveau la synthèse et la sécrétion de composés protéiques spécifiques (protéines du blanc , des fibres des membranes coquillières , trame protéique de la coquille cuticule) (GILBERT , 1979) .

* Les cellules épithéliales ciliées n'ont pas d'activité de sécrétion protéique mais interviennent probablement dans la remontée des spermatozoïdes (GILBERT , 1979) .

* Au niveau de la jonction utéro- vaginale et à la base de l'infundibulum , la muqueuse dessine des invaginations particulières constituant des « nids spermatiques » où sont stockés les spermatozoïdes (MERO et OGASAWARA ., 1970) . Il s'agit de glandes tubulaires non branchées d'une longueur comprise entre 0.25 et 0.50 mm ; leur paroi est composée d'une couche unique de cellules non ciliées mais présentant , en dehors du col , des microvillosités en contact avec les spermatozoïdes (TINGARI et LAKE ., 1973) .

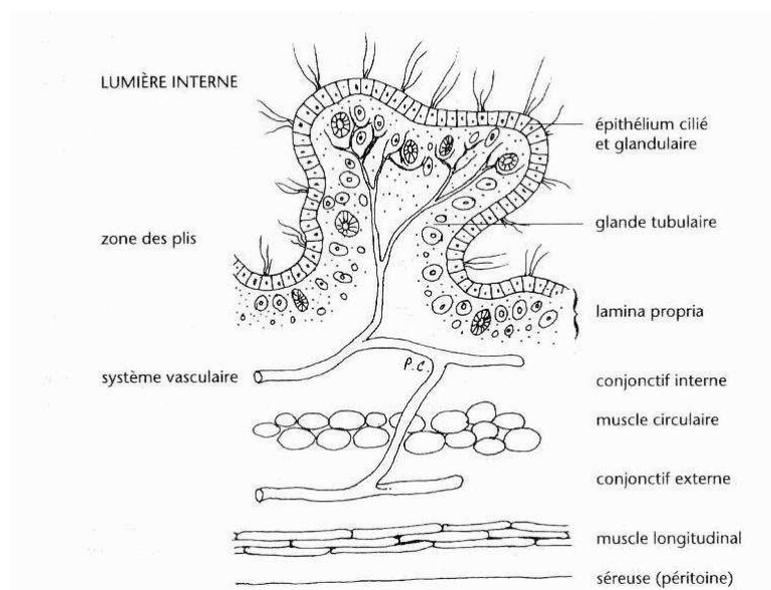
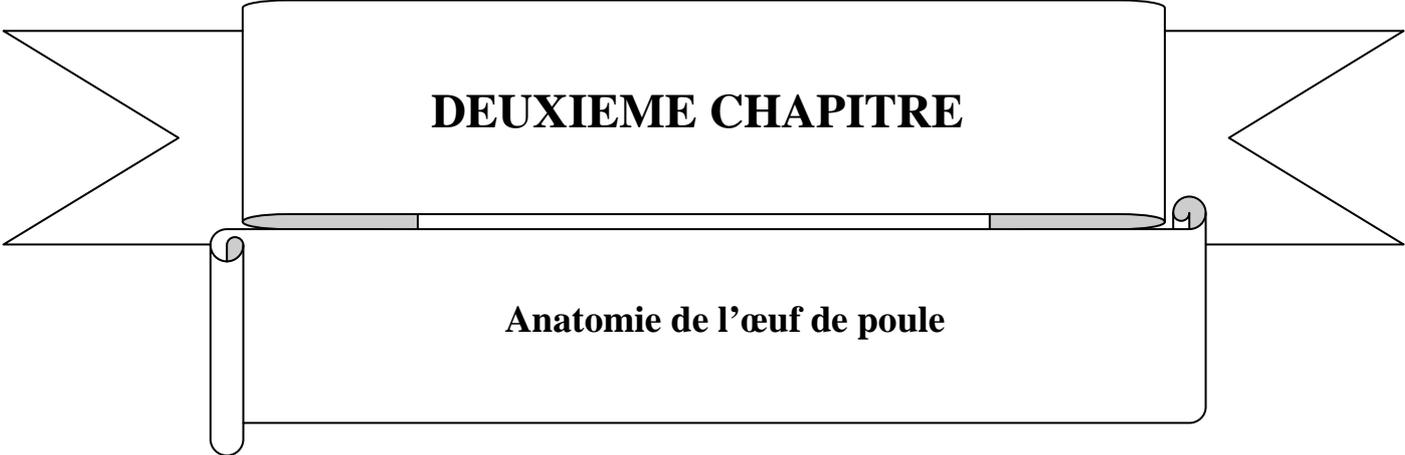


Fig . 7 : Structure de la paroi de l'oviducte

I-2-2-2- Situation :

Chez une femelle en ponte, l'oviducte occupe complètement le quart dorsal gauche de la cavité coelomique des poumons jusqu'à la paroi corporelle caudale . Il s'étend parfois dans la partie ventrale du même côté ou traverse la ligne dorsale médiane, déplaçant les intestins ventralement et vers la droite (JOHNSON , 1986) .

Les boucles formées par l'oviducte sont si resserrées qu'aucun autre viscère ne peut s'introduire dans la région qu'elles occupent . L'oviducte est fixé par le mésoviducte, court repli péritonéal inséré sur le rein gauche et la paroi abdominale dorsale. Il est maintenu dorsalement par deux ligaments suspenseurs (JOHNSON , 1986) .



DEUXIEME CHAPITRE

Anatomie de l'œuf de poule

Anatomie de l'œuf de poule

L'œuf est constitué de cinq parties principales dans l'ordre de leurs dépôts c'est-à-dire de l'intérieur vers l'extérieur (figure 8) :

- ❖ Le jaune ou vitellus (ovocyte)
- ❖ Le blanc ou albumen
- ❖ Les membranes coquillières interne et externe
- ❖ La coquille

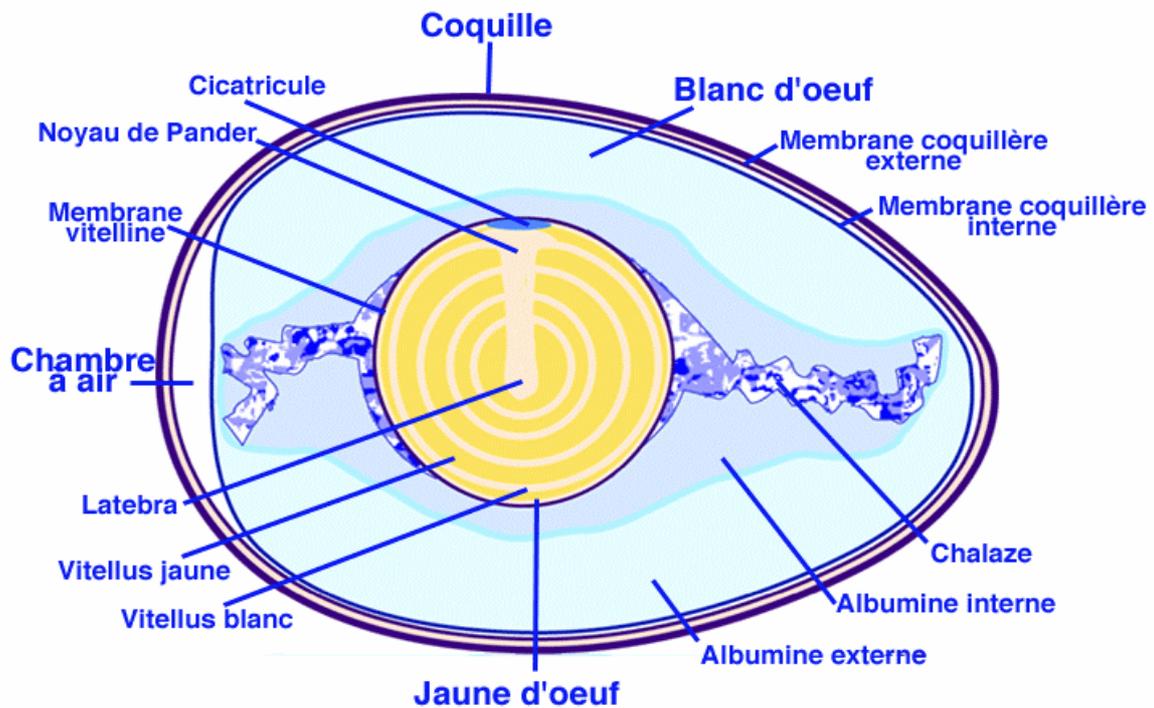


Fig . 8 : Coupe longitudinale dans un œuf de poule
(DELARUE , 2005)

Les dimensions courantes d'un œuf de poule de 60g sont les suivantes : (SAVEUR , 1988)

- Grand axe : 5.8 cm – Petit axe : 4.2 cm
- Grande circonférence : 16 cm – petite circonférence : 13 cm
- Volume 55cm^3 – Surface : 70cm^2 .

Chez la poule , le poids moyen d'un œuf peut varier de 35g à 75g ; cette variation est beaucoup plus importante selon les espèces . Ce poids pouvant aller de 10g chez la caille à 160g chez l'oie . Les parts relatives de chaque constituant demeurent relativement constantes (SAUVEUR , 1988) .

Tableau 1

Répartition des constituants dans les œufs de différentes espèces avicoles
(Sauveur , 1988)

| Espèces | Poids total de l'œuf (g) | Part de chaque constituant (%) | | |
|---------------|--------------------------|--------------------------------|-------|-----------------------|
| | | Jaune | blanc | coquille et membranes |
| Oie grise | 155 | 30-33 | 55-58 | 11-33 |
| Cane pekin | 92 | 33 | 57,5 | 9,5 |
| Dinde(lourde) | 80-90 | 31-35 | 54-58 | 8,5-10,5 |
| Cane Barbarie | 75-85 | 33-37 | 50-53 | 11-13 |
| Cane Khaki | 55-65 | 33-36 | 53-56 | 9,5-11 |
| Poule Gallus | 50-70 | 25-33 | 57-65 | 8,5-10,5 |
| Pintade | 35-45 | 25-35 | 50-60 | 15 |
| Faisane | 29-32 | 30-32 | 52-55 | 9,0-10,5 |
| Pigeonne | 18 | 18-22 | 65-75 | 7-9 |
| Caille | 8-10 | 30-33 | 52-60 | 7-9 |

Pour une même espèce , les proportions des différents constituants peuvent varier de façon importante en fonction de nombreux facteurs : l'âge de la poule , l'origine génétique , l'alimentation le mode d'élevage , la températureetc .

Pour un œuf de poule , les proportions moyennes de ces constituants sont les suivantes (tableau 2) :

- coquille : 9,5% - blanc : 61,5% - jaune : 29%

Tableau 2

Proportions des différentes parties de l'œuf de poule
(Sauveur , 1988)

| | Poids moyen (g) | En % de l'œuf total | |
|------------------------|-----------------|---------------------|----------|
| | | Moyenne | Extrême |
| Coquille | 5,50 | 9,1 | 8,5-10,5 |
| Membranes coquillières | 0,25 | 0,4 | |
| Blanc | 37 | 61,5 | 7,5-65 |
| Jaune | 17,3 | 29,0 | 25-33 |

I-Structure interne de l'œuf :

I-1- Jaune d'œuf ou vitellus :

Chez la poule , c'est une sphère de 3 centimètres recouverte d'une membrane vitelline kératineuse d'origine folliculaire et formée par deux types de vitellus déposés par couches concentriques et alternantes : le vitellus blanc et le vitellus jaune .

- La membrane vitelline est une membrane cellulaire , fine et transparente composée de 4 couches superposées dont deux d'origine ovarienne (zona radiata et couche périvitelline) et deux déposées après l'ovulation
- Les vitellus jaune et blanc ont pour origine des variations de disponibilité des pigments xanthophylles , elles-mêmes liées au rythme d'alimentation des poules . Le vitellus blanc a une composition différente du vitellus jaune ; plus pauvre en pigment , il est également plus pauvre en matière sèche .
- Le vitellus blanc forme au centre un petit noyau sphérique d'environ 6 millimètres : la latèbra dont le col effilé monte vers la surface et s'évase pour donner le noyau de Pander sous jacent au disque germinatif .
- A la surface du jaune on peut observer un petit disque clair : le blastodisque ou disque germinatif qui sera le lieu de division des cellules embryonnaires quant l'œuf sera fécondé . Le reste de la surface du jaune présente normalement une couleur jaune orange uniforme sans tâche visible .
- La surface de la membrane vitelline est composée de fibres connectées à la couche chalazifère ; ces connections disparaissent rapidement au cours de la conservation de l'œuf

I-2-Blanc d'œuf ou albumen :

Milieu non homogène , il peut être divisé en quatre couches bien distinctes qui ont chacune des propriétés particulières :

- ☞ La couche chalazifère , très ferme , qui entoure la membrane vitelline et se prolonge vers les deux bouts de l'œuf par les chalazes
- ☞ Le blanc liquide externe (23% du blanc total) au contact des membranes coquillières
- ☞ Le blanc épais (57% du blanc total) fixé aux deux extrémités de l'œuf et présentant une structure de gel
- ☞ Le blanc liquide interne (17% du blanc total) entourant le jaune
- ☞ Les chalazes (3% du blanc total) filaments spiralés allant du jaune aux deux extrémités

de l'œuf à travers le blanc épais , les chalazes assurent le maintien du jaune dans une position centrale et leur rupture conduit à une remontée du jaune vers le point le plus élevé de l'œuf et à son adhérence aux membranes coquillières .

(SAUVEUR , 1988 ; 1994 ; LUCOTTE , 1980 ; BEAUMONT et CASSIER , 1998) .

I-3-Membranes coquillières :

Deux membranes coquillières délimitent le blanc d'une épaisseur totale de 0.07mm avec :
- 0.05 mm pour la membrane externe - 0.02 mm pour la membrane interne (SAUVEUR , 1988) .
La membrane externe colle à la coquille alors que l'interne entoure l'albumen . Cependant , les deux membranes coquillières adhèrent l'une à l'autre sauf au niveau de la chambre à air qui n'existe pas au moment de la ponte mais apparaît immédiatement après lorsque le refroidissement de l'œuf entraîne une légère contraction de ses contenus ; cette dernière sera nécessaire à la respiration du poussin juste avant l'éclosion . (SAUVEUR , 1988 ; 1994 ; BEAUMONT et CASSIER 1998) .
Elles sont constituées par un réseau de fibres protéiques superposées et entrecroisées , parallèles à la surface de la coquille (NYS , 2001) . C'est la deuxième ligne de défense de l'œuf contre les bactéries ; cette barrière permet tout de même des échanges gazeux (échappement de CO₂ , introduction d'O₂) (COHEN , 2005) .

I-4- La coquille :

C'est une structure minérale rigoureusement organisée (TULLETT.1987 ; NYS 1990) dont l'épaisseur chez la poule est de 0.3 à 0.4 mm , composée de carbonate de calcium sous forme de calcite et d'une matrice organique en très faible concentration mais pressentie comme essentielle dans la mise en place de la structure de la coquille (KRAMPITZ et GRASSER , 1988) .

La coquille représente près de 10 % du poids de l'œuf et remplit plusieurs fonctions :
(BOARD , 1969 ; SAUVEUR , 1994 ; NYS , 2001 FLAMANT, 2001)

- * Elle représente une protection mécanique du futur embryon puisque c'est la première ligne de défense contre tous les micro-organismes et contre les insectes qui n'ont pas la force de la casser .
- * Elle est la seule source de calcium sur laquelle l'embryon pourra compter pour bâtir son squelette
- * Elle est résistante à l'écrasement (difficile de la casser en la pressant aux deux extrémités entre les poignets de ses mains) ; la poule peut peser de tout son poids lorsqu'elle couve ses œufs .
- * Elle est également perméable à la vapeur d'eau ; faute d'une hygrométrie suffisante , l'embryon mourrait desséché

La partie minérale est encrée sur la membrane coquillière externe sur des sites d'initiation (points sur lesquels débute la calcification) : les noyaux mamillaires . Le dépôt progressif du carbonate de calcium forme des cônes renversés ou mamelons ; cet ensemble constitue la couche mamillaire de 70µm . La croissance externe par apposition du matériel minéral conduit à la fusion des cônes à la base de la couche palissadique . Cette dernière est composée de colonnes juxtaposées , chacune étant le prolongement d'un cône inversé dont le diamètre varie de 10 à 30 µm . Son épaisseur est d'environ 200 µm , soit deux tiers de l'épaisseur totale de la coquille ; elle est constituée d'un ensemble de cristaux rhomboédriques de calcite (un carbonate de calcium) dont la taille croît à mesure que l'on se rapproche de la partie supérieure de la coquille .

La couche palissadique , traversée par des pores est couverte d'une monocouche de 3 à 8 µm d'épaisseur de cristaux verticaux perpendiculaires à la surface de la coquille . Cet ensemble minéral est couvert par une couche de matière organique , la cuticule , dont l'épaisseur est en moyenne de 10 µm et qui contient la majorité des pigments bruns . Cette couche est micro-fendue en surface notamment au niveau des pores qui traversent la coquille et permettent les échanges gazeux entre l'œuf et le milieu extérieur . Leur nombre varie de 7000 à 15000 , avec une densité de 70 à 200 pores / cm² et forment des entonnoirs . Ils sont surtout nombreux au gros bout de l'œuf où apparaît de ce fait la chambre à air (SAUVEUR , 1988 . 1994 ; NYS , 2001) .

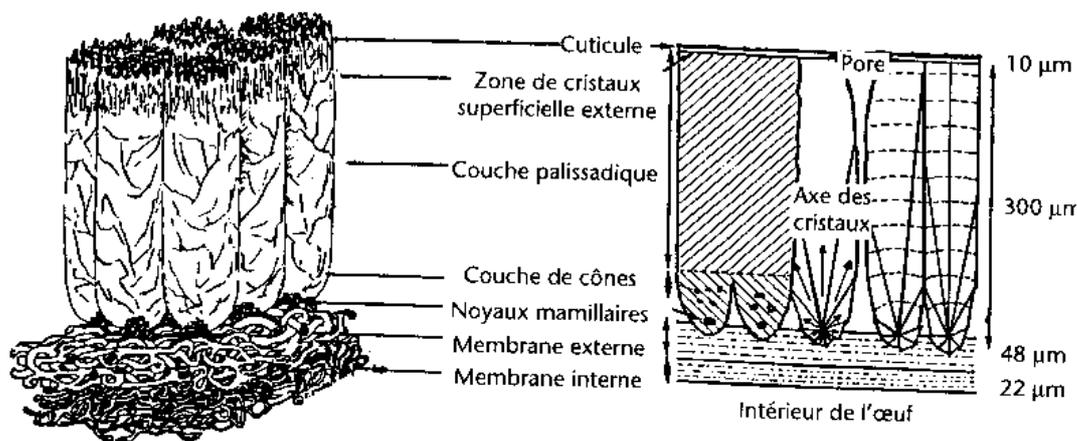


Fig . 9 : Structure de la coquille de l'œuf de poule
(ARIAS et FERNANDEZ ., 1993)

Cependant , la structure de la coquille est adaptée à l'hygrométrie du milieu dans lequel vivent les différentes espèces d'oiseaux . Ainsi l'œuf de canard , espèce adaptée au milieu humide des bords de lac , comporte des pores ramifiés très différents de ceux de l'œuf de poule (FLAMENT, 2001)

II- Composition de l'œuf de poule :

L'œuf contient une grande quantité d'éléments nutritifs ; il est riche en eau , en protéines , en lipides en vitamines et en minéraux , comme l'illustre le tableau suivant :

Tableau 3

Composition moyenne de l'œuf (en % poids)
(GILBERT , 1971)

| | COQUILLE | ALBUMEN | VITELLUS |
|-----------|----------|---------|----------|
| Eau | 1 | 88.5 | 47.5 |
| Protéines | 4 | 10.5 | 17.4 |
| Lipides | / | / | 33.0 |
| Glucides | / | 0.5 | 0.2 |
| Minéraux | 95 | 0.5 | 1.1 |
| Autres | / | / | 0.8 |

II-1-Composition du jaune :

En plus du port du germe , le jaune d'œuf est une source essentielle d'où le futur poussin puise sa nourriture . La composition moyenne du jaune d'œuf est de :

- 50 % d'eau - 32 à 36 % de lipides - 16 % protéines - 1 à 2 % de glucides (SAUVEUR , 1988)

Les composés minéraux du jaune d'œuf sont illustrés dans le tableau suivant :

Tableau 4

Répartition des éléments minéraux (en mg / 19 g de vitellus , en mg / 33.2g d'albumen total)
(Protais , 1988)

| Eléments minéraux | Albumen | Vitellus |
|-------------------|---------|----------|
| Calcium | 4.3 | 25.7 |
| Chlorure | 42.2 | 24.7 |
| Fer | 0.003 | 1.5 |
| Potassium | 46.5 | 17.9 |
| Magnésium | 3.3 | 2.6 |
| Sodium | 48.8 | 10.5 |
| Phosphate | 3.7 | 98.4 |
| Souffre | 65.0 | 29.8 |

Le vitellus renferme également des vitamines , avec un taux variable , en fonction de la quantité de vitamines ingérées par la poule ainsi que des pigments : des carotènes et des xanthophylles (lutéine , cryptoxanthine et zéaxanthine) (SAUVEUR , 1988) .

II-2- Composition du blanc :

Le blanc d'œuf ou albumen est une solution aqueuse de protéines , de sucre et de sels minéraux Il est quasiment dépourvu de lipides que l'on y rencontre seulement à l'état de traces . L'eau en est le constituant majeur (88 %) et sa teneur diminue des couches extérieures vers les couches intérieures (tableau 5) (PROTAIS , 1988) .

Tableau 5

Proportion et teneur en eau des différentes couches de l'albumen
(STADELMAN , 1977)

| Couches | % de l'albumen | | % D'humidité |
|-----------------------|----------------|------------|--------------|
| | Moyennes | Variations | |
| Blanc liquide externe | 23.2 | 10 – 60 | 88.8 |
| Blanc épais | 57.3 | 30 – 80 | 87.6 |
| Blanc liquide interne | 16.8 | 1 – 40 | 86.4 |
| Chalazes | 2.7 | - | 84.3 |

La composition moyenne du blanc d'œuf de poule exprimée en % , est la suivante :

- Protéines : 9.7 – 10.6
- Sucre : 0.4 – 0.9
- Lipides : 0.03
- Cendre : 0.5 – 0.6
- Matière sèche : 10.6 – 12.1 . (THAPON et AUDIOT , 1994) .

II-3-Composition des membranes coquillières :

Les minces couches de fibres des deux membranes coquillières sont constituées d'un corps protéique recouvert d'une glycoprotéine . La protéine constituant le corps des fibres possède deux acides aminés particuliers : la desmosine et l'isodesmosine que l'on rencontre également dans l'élastine . Le reste de sa composition en acides aminés et sa sensibilité à l'élastinase en font cependant une protéine différente (LEACH et al , 1981) .

Les membranes coquillières contiennent 95 % de protéines , 2 % de sucre et 3 % de lipides 10 % des fibres seraient de nature collagénique (type I et V dans les proportions 100 : 1) mais les autres constituants sont l'objet de nombreuses spéculations : structure de type élastine , fibres protéiques contenant des ponts disulfures et liées par des dérivés de la lysine . (PROTAIS , 1988 ; SAINT-PIERRE , 2004) .

II-4- Composition de la coquille :

La coquille déposée sur les membranes se compose selon (SAUVEUR , 1988) de :
95.1% minéraux , 3.3 % matière organique et de 1.6 % eau .

La partie minérale est composée essentiellement de carbonate de calcium CaCO_3 (93.6 %) sous forme de calcite ; les autres sels présents sont du carbonate de magnésium MgCO_3 (0.8 %) et du phosphate tricalcique $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)$ (0.8 %) .

Le calcium représente : 37.3 % du poids de la coquille , soit 2.3 g pour une coquille de 6 g .
la fraction carbonate représente 58 % ; le magnésium 0.35 % et autant de phosphore . Ce dernier est concentré dans les couches superficielles de la coquille et jouerait un rôle dans l'arrêt de la calcification . Le seul oligo-élément présent en quantité notable est le Manganèse (7 ppm) .
(TULLET , 1987 ; SAUVEUR , 1988 ; SAUVEUR , 1994 ; NYS , 2001) .

La partie organique est composée selon GAUTRON et NYS , (1993) de multiples polypeptides , protéines , glycoprotéines et protéoglycans .

A la surface des fibres de la membrane coquillière externe se mettent en place les sites d'initiation de la partie minérale . Ces noyaux mamillaires sont constitués de mucopolysaccharides neutres et des fractions riches en acide sialique . La présence de protéoglycans à été démontrée récemment . (ARIAS et FERNANDEZ ., 1993) .

La couche palissadique contient 2 % de matière organique ; cette matrice contiendrait 70 % protéines , 11 % polysaccharides et 35 % chondroïtine sulfate (TULLETT , 1987) .

La cuticule déposée en surface de la coquille en une couche amorphe renfermant notamment le phosphate tricalcique est composée d'environ 90 % protéines , 4 % sucre , 3 % lipides et 3.5 % cendres . Les pigments bruns de la coquille , les protoporphyrines s'accumulent dans la partie superficielle de la couche palissadique et surtout dans la cuticule (NYS , 1990) .

III – Formation de l'œuf :

III-1-Formation du jaune :

III-1-1-Rappel physiologique:

Il existe trois hormones gonadotropes hypophysaires chez les oiseaux comme chez les mammifères (SAUVEUR , 1988 ; SOLTNER , 2001) :

- ✓ La FSH (follicule stimulating hormone) régule la croissance des follicules sur l'ovaire et leur activité sécrétrice .
- ✓ La LH (luteinizing hormone) responsable du développement de l'ovaire , de la sécrétion par celui ci d'hormones stéroïdiennes et de l'ovulation .
- ✓ La prolactine intervient dans le phénomène de la couvaison .

III-1-2-Activité de l'ovaire:

L'ovaire des oiseaux assure les fonctions suivantes (SAUVEUR ., 1988 ; SOLTNER ., 2001) :

- ☞ La vitellogenèse
- ☞ La sécrétion hormonale des trois principales familles de stéroïdes sexuels :
œstrogènes , androgènes et progestérones sous contrôle des hormones gonadotropes .
- ☞ La gamétogenèse femelle .

III-1-2-1-La gamétogenèse femelle :

Selon SAUVEUR (1988) , l'oogenèse débute vers le 8^e jour de la vie embryonnaire au moment de la transformation des cellules germinales primordiales en oogonies . Après trois mitoses, elles deviennent des oocytes primaires , cellules diploïdes (à 2n chromosomes) qui débutent leur méiose . A l'éclosion , le noyau de l'oocyte se trouve précisément au stade pachytène puis il évolue lentement vers le stade diplotène où il reste pendant des mois , voire des années . Cependant dans le follicule prêt à ovuler et seulement 24 h avant l'ovulation , la division réductionnelle donne naissance à l'oocyte secondaire haploïde (à n chromosomes) avec expulsion du premier globule polaire. La femelle des oiseaux étant hétérogamétique , le sexe du futur embryon est donc déterminé dès ce stade et non par le gamète mâle comme c'est le cas chez les mammifères .

La seconde division de maturation (avec expulsion du second globule polaire) intervient dans l'infundibulum après l'ovulation et la fécondation .

III-1-2-2- La vitellogenèse : ou formation du jaune d'œuf

L'accumulation du jaune d'œuf à l'intérieur d'un follicule est un processus très long qui commence chez la jeune poulette et se termine juste avant l'ovulation en faisant uniquement appel à des constituants transportés par voie sanguine et qui proviennent en majorité du foie . (SAULTNER , 2001) . La vitellogenèse passe par trois phases :

a . Phase initiale d'accroissement lent

Au moment de l'éclosion d'un jeune poussin femelle , les ovules portés par son ovaire ont chacun une dimension comprise entre 1 et 2 centièmes de millimètres ; ce diamètre est multiplié par quatre à 6 semaines d'âge et atteint 1 mm entre 4 et 5 mois après dépôt de quelques gouttelettes lipidiques . A ce stade , la croissance commune à tous les ovules cesse ; beaucoup de ces follicules primordiaux restent à l'état quiescent au cours des mois ou années suivantes . Un grand nombre disparaîtra par atresie à ce stade ou à une phase ultérieure du développement . Un nombre limité poursuivra sa croissance (SAUVEUR , 1988 ; JOHNSO et WANG ., 1993 ; SAUVEUR , 1994) .

- Pendant cette phase , l'oocyte reste situé au centre de l'ovule .

b. Phase intermédiaire : Après qu'un follicule ait été sélectionné dans le pool indifférencié , sa taille passe en 60 jours environ à 4 mm grâce à un dépôt constitué essentiellement de protéine mais aussi de quelques lipides ; l'ensemble constituant ce que l'on appelle le vitellus blanc (SAUVEUR , 1988) .

- Au cours de cette phase , l'oocyte migre à la surface laissant un début de trace appelée : latèbra .

c. Phase de grand accroissement : 5 à 7 gros follicules de taille croissante accumulent rapidement les protéines et les lipides synthétisés par le foie sont présents sur l'ovaire à un instant donné . Cette hiérarchie résulte du développement successif d'oocytes sélectionnés avec un décalage journalier . 98 % du jaune sont déposés linéairement au cours des 7 à 11 jours qui précèdent l'ovulation (SAUVEUR , 1994 ; LE MOIGNE , 1997) . Le jaune déposé présente parfois des alternances de couleur plus au moins claires qui correspondent vraisemblablement à des couches synthétisées pendant la nuit ou la journée . (SAUVEUR ,1994 ; LE MOIGNE , 1997)

A la fin de la période d'accroissement rapide, le jaune d'œuf opère une rotation à l'intérieur du follicule grâce à un léger décollement entre la membrane vitelline et la paroi folliculaire . Il s'oriente alors en fonction de la pesanteur et le pôle le plus léger contenant le disque germinatif vient se placer au sommet . Cette orientation conditionne les axes ultérieurs de division embryonnaire (SAUVEUR , 1988) .

III- 2 – L’ovulation :

L’ovulation proprement dite est assurée par l’ouverture du follicule au niveau du stigma qui nécessite une adaptation continue de la paroi du follicule . Elle précède l’oviposition de 24 heures et se produit 15 à 45 minutes après l’oviposition de l’œuf précédent . Elle ne se produit que pendant une période limitée du jour propre à chaque espèce (HARVEY et all ., 1987 ; SAUVEUR , 1988) . Le cycle ovulatoire a une durée de 24 à 27 heures . Les ovulations se succèdent chaque jour un peu plus tard jusqu’à une interruption correspondant à un jour de pause . Cet ensemble d’ovulations journalières successives séparées par un jour de pause constitue une série . Elle est rendue possible grâce au développement simultané sur l’ovaire d’un ensemble de follicules répartis selon une hiérarchie précise aboutissant à la présence régulière d’un seul follicule prêt à ovuler (ETCHES , 1984) L’acquisition de la capacité à ovuler correspond à la maturation du follicule qui se traduit par une taille importante de l’ovule et est associée à une modification de la nature des sécrétions stéroïdiennes du follicule (WILLIAMS , 1977 ; TANABE et NAKAMURA ., 1980 ; JOHNSON , 1986) .

III- 3 - Chronologie et sites de dépôt du blanc ,des membranes coquillières et de la Coquille

Lors de l’ovulation , le jaune libéré du follicule le plus gros est capté par l’oviducte et est l’objet de dépôts successifs aux différents niveaux de ce tissu suivant une chronologie précise et prédéterminée (SAUVEUR , 1988) . Entre 24 et 26 heures se seront écoulées entre l’entrée du jaune et l’expulsion de l’œuf par l’oviducte en passant par les étapes suivantes :

III-3 –1 - La fécondation :

La fécondation est le résultat de la fusion d’un spermatozoïde avec un ovule ; elle se réalise en trois étapes : (THIBAULT , 1975 ; ANDRIEUX et ZABORSKI .,1978)

- ❖ La plasmogamie ou pénétration du spermatozoïde dans le cytoplasme ovulaire
- ❖ L’activation de l’ovocyte ou de l’ovule concernant les transformations qui les feront sortir de l’état d’inertie physiologique où ils étaient entrés après la maturation
- ❖ La caryogamie ou amphixie qui est caractérisée par la fusion des noyaux haploïdes des deux gamètes et la reconstitution d’une nouvelle cellule diploïde : le zygote .

Chez les oiseaux , après accouplement , la conservation des spermatozoïdes est assurée dans les glandes tubulaires spécialisées dites « nids spermatiques » localisées à la base de l’infundibulum surtout dans la jonction utéro-vaginale . Les spermatozoïdes des oiseaux survivent dans le tractus génital des femelles et y conservent un pouvoir fécondant pendant une durée supérieure à celle

enregistrée chez la plupart des mammifères . Cette durée est cependant très différente d'une espèce d'oiseau à une autre (de 4 à 30 jours au moins) .

La pénétration du jaune dans l'oviducte est favorisée par l'infundibulum grâce à sa forme en entonnoir animé de contractions musculaires lors de l'ovulation et venant coiffer le follicule près à ovuler . A la base de l'infundibulum aura lieu donc la fécondation lorsque le jaune n'est encore recouvert que de la membrane vitelline interne .Les spermatozoïdes s'agglutinent préférentiellement face au disque germinatif et s'insèrent entre les fibres de la membrane ; une enzyme trypsique : l'acrosine , libérée par l'acrosome attaque la substance présente entre les fibres et permet la pénétration du spermatozoïde . La polyspermie (pénétration de plusieurs spermatozoïdes à travers la membrane vitelline) est très fréquente mais un seul noyau de spermatozoïde fusionne évidemment avec le noyau de l'oocyte . (HOWARTH , 1984 ; SAUVEUR , 1979) .

III-3 -2 - Achèvement de la membrane vitelline dans l'infundibulum :

L'activité sécrétoire de l'infundibulum assure le dépôt de la couche externe de la membrane vitelline sur *la zona radiata* et la couche perivitelline . L'achèvement de cette fine membrane (10-12 μm) constituée de fibrilles ayant une composition très proche de celle du blanc épais joue un rôle important dans la protection du jaune en limitant les échanges entre ce dernier et le blanc . (SAUVEUR , 1994)

III-3 -3 - Sécrétion des protéines du blanc dans le magnum :

Contrairement aux protéines du jaune dont la synthèse s'effectue dans le foie , les protéines du blanc sont toutes synthétisées localement par la paroi du magnum . La différenciation cellulaire de l'oviducte et la synthèse des protéines du blanc sont strictement dépendantes des stéroïdes sexuelles Il faut néanmoins signaler que cette régulation hormonale est très complexe puisque la synthèse de chaque protéine paraît contrôlée par un équilibre différent entre œstrogènes , progestérones et même testostérone (LAUGIER et al 1975 ; O'MALLEY .1984 ; PAGEAUX et al 1984 ; JOENSUU et al 1990) . La synthèse protéique est continue entre deux passages d'œufs dans l'oviducte ; elle est pourtant particulièrement accélérée durant la période de passage de l'œuf dans le magnum (MARAMATSU et al . , 1991) . Ces auteurs estiment que la quantité de protéines présentes dans la paroi du magnum correspond à celle de deux œufs

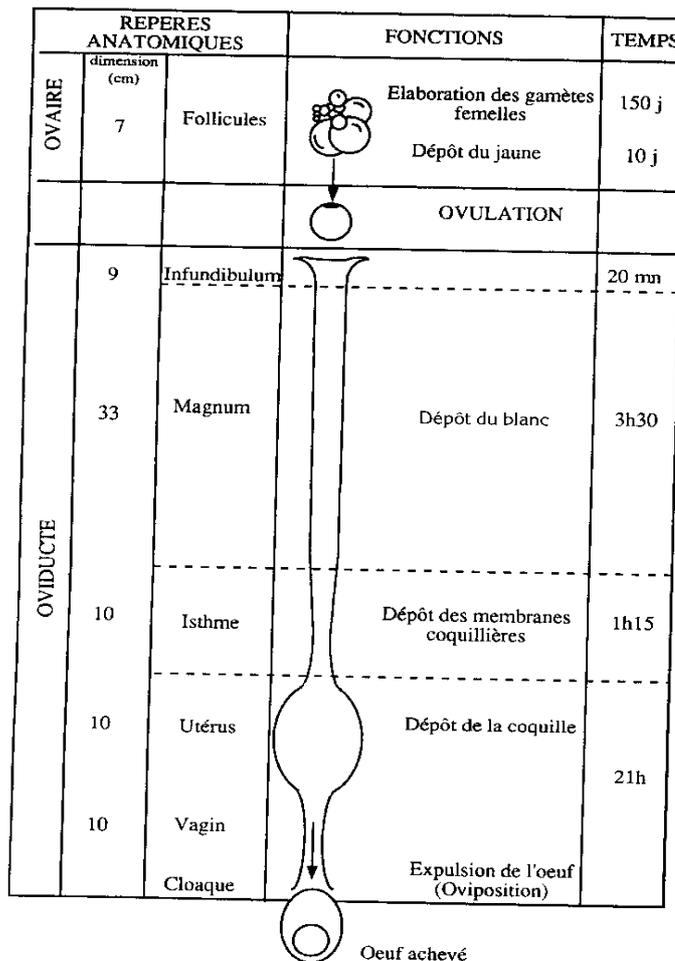


Fig . 10 : Cinétique et lieu de formation de l'œuf de poule (SAUVEUR , 1988)

a) Dépôt des protéines du blanc sur le jaune :

Les protéines synthétisées par les glandes tubulaires et épithéliales s'accumulent dans le cytoplasme sous forme de grains de sécrétions et dans les canaux des glandes tubulaires avant le passage de l'œuf (GILBERT , 1979 ; SAUVEUR , 1988) .

La distension associée au passage de l'œuf en formation provoque la sécrétion rapide de ces protéines que l'œuf reçoit au fur et à mesure de son transit . La quantité libérée correspond à environ 50 % du total des protéines synthétisées (MURAMATSU et al . , 1991) .

D'après EDWARDS et al . , (1967) , l'accumulation des protéines au cours de l'acheminement dans le magnum est proportionnelle à leur concentration respective dans l'œuf . Il ne semble pas exister de contrôle hormonal ou nerveux de la sécrétion des protéines (SAUVEUR , 1994) .

b) Sécrétion d'eau et de minéraux dans le magnum :

A sa sortie du magnum , le blanc est partiellement hydraté (3.5 g d'eau /g de matière sèche) et présente un aspect fripé . La sécrétion des minéraux se produit parallèlement à la sécrétion d'eau dans le magnum et l'utérus . Elle s'achève au cours de la calcification de la coquille .

80 % du sodium , 60-70 % du calcium et du magnésium et 50 % du chlorure sont sécrétés dans le magnum (SAUVEUR ., 1988) . La majeure partie du potassium est par contre sécrétée dans l'utérus ; 20 à 30 % du calcium et du magnésium ne sont pas sécrétés à l'état libre mais sont liés aux protéines du blanc (SAUVEUR ., 1994) .

III- 3- 4- Sécrétion des membranes coquillières dans l'isthme :

Dès son arrivée à l'isthme , l'œuf en formation commence à être recouvert de fibres protéiques dont l'entrelacement constituera les membranes coquillières terminées en 60 à 75 mn (SAUVEUR , 1988) . Selon TULLET (1987) , les fibres des membranes coquillières sont synthétisées puis sécrétées par les glandes tubulaires de l'isthme : le stimulus déclenchant la sécrétion doit surtout être la distension de l'isthme provoquée par l'arrivée de l'œuf .

La portion terminale de l'isthme (dite isthme rouge) est le lieu de sécrétion des fibres protéiques constituant la partie inférieure (la couche mamillaire) de la matrice organique de la coquille . Ces fibres sont imbriquées dans celles de la membrane coquillière externe et assurent donc la solidité d'attache de la coquille . Elles renferment aussi le noyau mamillaire protéique autour duquel débute dans l'isthme rouge la cristallisation du carbonate de calcium (SAUVEUR , 1988) .

III- 3 - 5 - Hydratation du blanc et sécrétion de la coquille dans l'utérus :

5 heures après l'ovulation , l'œuf pénètre dans l'utérus où il va séjourner 20 heures encore avant d'être expulsé .

III-3 –5 –1 - Hydratation du blanc dans l'utérus :

La teneur en eau double durant les 6-7 premières heures de la présence de l'œuf dans l'utérus ; cette phase est souvent désignée de « plumping » , puisqu'elle aboutit à un gonflement de l'œuf et à une tension des membranes coquillières. Pendant cette phase d'hydratation du blanc dans l'utérus , l'œuf subit une rotation lente entraînant une torsion des fibres protéiques du blanc épais à l'origine de la formation des chalazes et contribuerait également à l'apparition du blanc liquide interne et externe . Le volume relatif du blanc épais diminue donc tandis que s'accroît celui du blanc liquide (HARVEY et al ., 1987) .

III-3 –5 –2 - Sécrétion de la coquille dans l'utérus :

La coquille est constituée à 95 % de minéraux essentiellement de carbonate de calcium sous forme de cristaux de calcite imbriqués dans une matrice organique. Cette calcification biologique est une des plus rapides du monde vivant puisque 6 g de coquille sont formés en 20 heures . (NYS , 2001) .

a) Chronologie et lieux de formation de la coquille :

La coquille des œufs d'oiseaux se forme entre l'œuf mou enveloppé de ses membranes coquillières et la paroi tubulaire de l'oviducte distal (isthme puis utérus) (NYS ., 2001) .

La calcification est initiée dans la partie terminale de l'isthme , 4 heures 30 après ovulation et coïncide avec la phase d'hydratation du blanc . La minéralisation se poursuit à raison de 0.38 g de carbonate de calcium pendant 14 heures et se termine 1 heure 30 avant l'expulsion de l'œuf . (NYS , 1990) .

La durée de dépôt de la coquille ne varie pas avec l'âge de la poule quoique l'intervalle entre deux ovipositions s'accroisse notablement . La durée de formation de la coquille est régulée avec une capacité sécrétoire de l'utérus acquise journallement pendant une durée prédéterminée en synchronisation avec l'ovulation mais de nature indéterminée (NYS , 1990)

Enfin , une cuticule organique qui contient la majorité des pigments enveloppe l'ensemble des couches minérales . (SAUVEUR , 1988) .

Selon LARBIER et LECLERQ (1992) l'élaboration de la coquille a lieu en période nocturne chez les animaux soumis à un nyctémère classique comportant 16 heures de lumière et 8 heures d'obscurité . En fait la femelle ne porte jamais plus d'un œuf en formation . En général un œuf est pondu par jour et en début de matinée permettant à l'oiseau de ne pas être chargé pendant la journée .

b) L'origine des constituants minéraux de la coquille :

La coquille est composée de carbonate de calcium qui cristallise à partir des ions carbonates et des ions calcium présents dans l'oviducte :

b₁ . Origine du calcium : Il provient du calcium ionique du sang , il n'est pas stocké dans l'utérus avant la calcification de la coquille . Cette dernière , requiert chaque jour plus de 2.4 g de calcium ; ce qui implique un renouvellement total du calcium sanguin toutes les 12 minutes et ceci pendant 12 heures par jour (SAUVEUR , 1988 ; NYS , 1990) .

L'apport du calcium dans l'utérus résulte principalement de l'absorption intestinale, donc de l'alimentation de la poule (NYS, 2001). L'apport de calcium alimentaire est favorisé par l'existence chez la poule d'un appétit spécifique pour le calcium exprimé entre 8 et 12 heures après ovulation c'est à dire juste avant et au début de la formation de la coquille. (MONGIN et SAUVEUR., 1979 ; NYS, 2001).

En une année, une poule exporte 1.8 Kg de coquille (soit l'équivalent de son poids corporel) et plus de 700 g de calcium. Le métabolisme calcique est optimal à chaque étape de la minéralisation ; la capacité d'absorption du calcium intestinal est multipliée par six lors de la maturité sexuelle, sous l'influence d'un dérivé de la vitamine D : le 1.25-dihydroxycholécalférol.

Ce métabolite actif, synthétisé sous contrôle des œstrogènes, augmente la perméabilité de la muqueuse intestinale au calcium en entraînant la synthèse d'une part, d'une protéine : la calbindine (CaBP) qui a une forte affinité pour le calcium, probablement pour protéger le milieu intracellulaire contre un excès de calcium ionique, et d'autre part, d'enzymes qui facilitent ce transfert.

La poule stocke le calcium dans son jabot, quelques heures avant le début de la calcification. Par ailleurs, elle augmente sa sécrétion gastrique acide du jabot (acide lactique) pour faciliter la solubilisation du calcium et du proventricule (acide chlorhydrique) pour une meilleure dissolution du carbonate de calcium apporté par l'aliment (SAUVEUR, 1988 ; NYS, 2001).

L'ingestion du calcium, diurne, et la formation de la coquille principalement nocturne, ne coïncident pas. (NYS, 2001). Aussi, les réserves osseuses sont – elles sollicitées. L'os contribue pour 30 à 40 % du calcium déposé dans la coquille. En cas de carence calcique, la poule est capable de mobiliser jusqu'à 58 % de son calcium squelettique, probablement en fin de nuit, lorsque le tube digestif ne contient plus assez de calcium absorbable. Cette mobilisation est facilitée par la présence d'une forme osseuse particulière, localisée dans les cavités de la moelle et appelée pour cette raison os médullaire (figure 11).

Cet os fibreux présent surtout dans les côtes, le fémur et les os du bassin représente 11.7 % du squelette et est induit par les œstrogènes et la testostérone 10 à 14 jours avant la ponte du premier œuf. Lors de la calcification, la surface de résorption de l'os médullaire est multipliée par 9, mais une activité ostéoblastique se maintient et reconstitue cet os labile. (VAN DE VELD et al, 1984 ; SOLTNER, 2001; VILLATE, 2001).

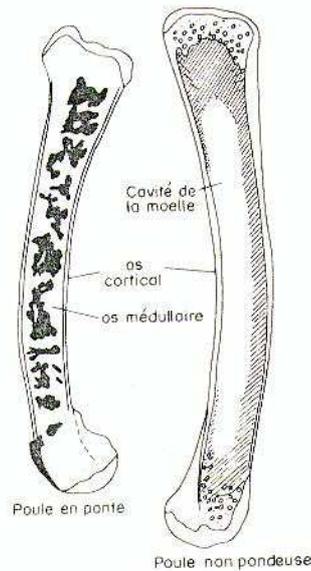


Fig . 11 : Présence d'os médullaire chez la poule pondeuse
(SIMKISS , 1967)

b₂ . Origine des bicarbonates : les carbonates constituent 60 % de la coquille , ils proviennent essentiellement du dioxyde de carbone dissous dans le sang . (NYS Y , 2001)

Selon TULLET (1987) , la partie distale de l'oviducte est le siège d'une sécrétion abondante de carbonate de calcium à raison de 0.33 g / heure , de 10 à 22 heures après l'ovulation du jaune .

c) Mécanisme de formation de la coquille :

Dans la formation de la coquille , les différents types cellulaires qui composent la muqueuse utérine précédemment décrits présentent une certaine spécificité d'action , selon SAUVEUR , (1988) :

- Le transport du calcium est le fait des cellules épithéliales (ciliés ou non) et emprunte probablement aussi des voies paracellulaires
- La production des ions bicarbonates est assurée dans les cellules des glandes tubulaires et à un degré un peu moindre dans les cellules caliciformes de l'épithélium .

Les évènements probables dans le mécanisme de formation de la coquille sont : (MONGIN et SAUVEUR ., 1973)

- Le moteur de base des différents transferts est une sécrétion de sodium dans le liquide utérin , effectué par les cellules glandulaires
- Le sodium (Na^+) est accompagné de chlore (Cl^-) en provenance du plasma sanguin et de bicarbonate (HCO_3^-) produit essentiellement à l'intérieur de la cellule par hydratation du gaz carbonique (CO_2) en présence d'une enzyme : l'anhydrase carbonique

- Une partie des ions chlore sécrétés est directement réabsorbée par la cellule glandulaire pour accompagner les protons (H^+) résultant de l'hydratation du CO_2 .
- Le chlore et le sodium atteignant la lumière utérine sont finalement réabsorbés par les cellules de l'épithélium dans un rapport différent de l'unité ($Na^+ > Cl^-$) ; il en résulte un excédent de charges électriques positives réabsorbées qui permet une sécrétion de calcium (Ca^{++})
- Dans le liquide utérin , la présence simultanée d'ions Ca^{++} et HCO_3^- permet la précipitation de carbonate de calcium sur la coquille suivant une réaction qu'on peut écrire :
 $HCO_3^- + Ca^{++} \rightarrow CaCO_3 + H^+$.
- Cette dernière phase est bien illustrée par l'évolution de la teneur en bicarbonate du liquide utérin qui chute brutalement entre 10 et 12 heures après ovulation pour remonter après la 22^e heure .

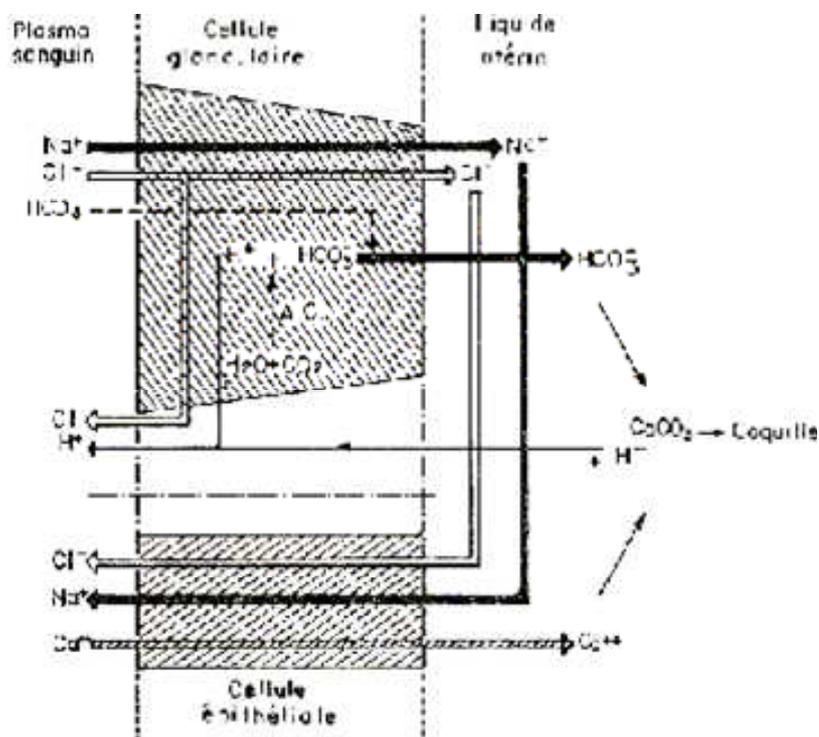


Fig . 12 : Représentation des échanges d'ions aboutissant à la précipitation de $CaCO_3$ sur la coquille .
 (d'après : MONGIN et SAUVEUR , 1973)

A.C : Anhydrase carbonique .

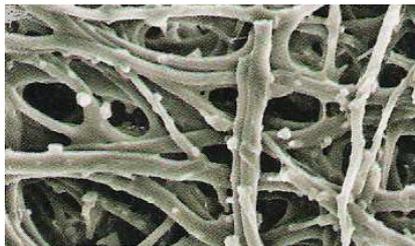
d) Minéralisation de la coquille :

La minéralisation de la coquille se déroule en trois étapes : l'initiation , la croissance rapide des cristaux et l'arrêt de la calcification

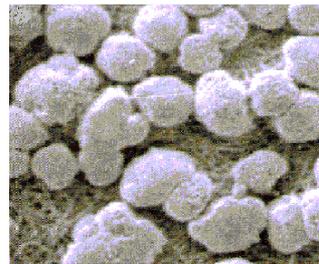
La calcification de la coquille commence , dans l'isthme , par la formation de petits cristaux de calcite à la périphérie d'agrégats organiques , les noyaux mamillaires .

Ces petites protubérances réparties sur la surface de la membrane coquillière externe (figure 13 -a) , sont des sites de nucléation qui apparaissent avant la précipitation du carbonate de calcium (figure 13 - b) .

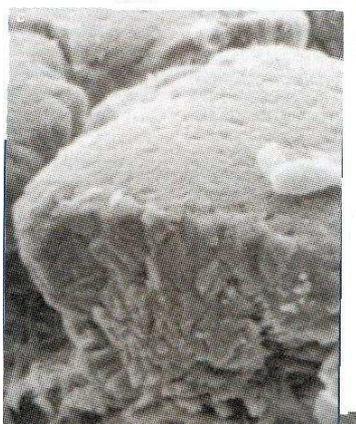
Dans cette première phase , la croissance des cristaux de calcite est radiale . Elle est inhibée vers l'intérieur de l'œuf au contact des fibres membranaires et par la présence de collagène X , un inhibiteur de la cristallisation . Vers l'extérieur de l'œuf , chaque site de nucléation constitue le point de départ d'un cône (figure 13 - C) . A mesure de la croissance cristalline , les parois des cônes adjacents se rapprochent , puis se rejoignent , à environ 100 micromètres des membranes , pour former la base de la couche palissadique . Par conséquent une compétition entre sites de cristallisation voisins va avoir lieu , car la rencontre de deux cristaux adjacents inhibe leur croissance dans cette direction . Elle ne se poursuit que dans l'espace libre en surface de la coquille en formation (figure 13 - d) (NYS et al .,1999) .



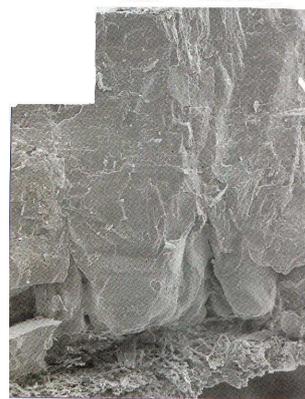
a) Fibres des Membranes coquillières



b) Sites de nucléation



C) Formation des cônes inversés de calcite



d) Calcification achevée

Fig . 13 : Photographies de la Formation de l'œuf en microscope électronique (NYS . 2001)

L'analyse des sites de nucléation révèle qu'ils sont composés de (NYS , 2001) :

- ❖ Mucopolysaccharides (des sucres) .
- ❖ Glycoprotéines (protéines associées à des sucres) et des protéoglycanes (des glycoprotéines dont la proportion en sucres est importante)

La synthèse de ces molécules par les cellules épithéliales de l'isthme coïncide avec l'apparition des sites de nucléation : ces protéines fixent les ions sulfate qui leurs confèrent une charge négative ; ils attirent les ions calcium chargés positivement à la surface des membranes .

(ARIAS , 1999 cité par NYS , 2001) .

III – 3 - 6 – l'oviposition :

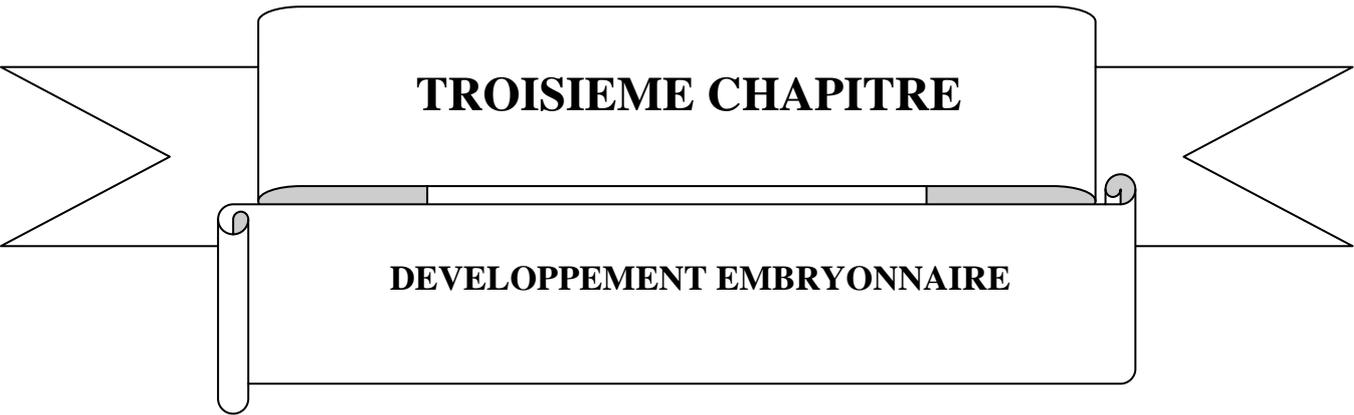
L'expulsion de l'œuf de l'oviducte ou oviposition résulte d'un ensemble de facteurs physiologiques coordonnés dans le temps qui provoquent une contraction des muscles de l'utérus et une relaxation du vagin aboutissant à l'expulsion en quelques minutes de l'œuf . (SCHIMADA , 1988 ; SAUVEUR, 1988) .

Chez la poule , l'activité contractile de l'utérus augmente considérablement lors de chaque oviposition , même lors d'une expulsion prématurée de l'œuf ; et lors de la première ovulation , qui n'est pourtant pas synchronisée avec une oviposition .

La régulation de l'oviposition dépend d'un double système hormonal , d'une part de l'arginine vasotocine (AVT) sécrétée par la post-hypophyse , d'autre part , des prostaglandines produites par l'ovaire et secondairement par l'utérus . L'ovaire joue un rôle essentiel car la suppression des follicules pré-ovulatoire ou post-ovulatoire empêche l'oviposition .

(SAITO et al ., 1993 ; NYS , 1994) .

La question de l'orientation de l'œuf , au moment de la ponte , n'est pas clairement tranchée L'œuf est pondu avec le petit bout en avant chez le canard , un retournement à 180° interviendrait juste avant l'oviposition . Les deux situations (retournement ou non) ont été décrites chez la poule (SAUVEUR , 1988) .



TROISIEME CHAPITRE

DEVELOPPEMENT EMBRYONNAIRE

DEVELOPPEMENT EMBRYONNAIRE

En raison de leur charge vitelline considérable , représentée par la masse du jaune , les œufs des oiseaux sont dits : télolécithes . En conséquence la segmentation sera partielle , c'est à dire de type méroblastique ; discoïdale , limitée à une petite zone , la cicatricule , située à la partie supérieure du jaune . L'embryon évoluera à la surface de cette masse vitelline .

I – Développement embryonnaire précoce :

I-1- La segmentation : chez les oiseaux , la segmentation débute dans les voies génitales maternelles ; elle n'affecte pas l'ensemble du vitellus , mais seulement la zone perinucléaire , excentrée au pôle animal : il s'agit de la cicatricule , appelée encore , disque germinatif , d'un diamètre de 2 à 3 millimètres (ROMANOFF , 1967)

I-1-1 – De la fécondation à l'oviposition :

Le premier globule polaire est émis quelques instants avant l'ovulation lorsque l'oocyte tombe sur les franges du pavillon qui l'englobe . La fécondation a lieu à ce niveau et dans les 15 minutes qui suivent la fécondation ; le second globule polaire est émis (HOUILLON , 1979) .

I-1-1-1 - Blastula primaire :

La première segmentation se produit 4 à 5 heures après la fécondation , l'œuf se trouve sensiblement au niveau de l'isthme entouré de membrane coquillière , le disque germinatif ou cicatricule mesure environ 3 millimètres , il est clivé en deux par un sillon de segmentation qui s'estompe aux extrémités là où la limite entre le cytoplasme et le vitellus devient indistincte .

(HOUILLON , 1979 ; FRANQUINET et FOUCRIER , 1998 ; SLACK , 1991)

Ici la division cellulaire n'est pas tout à fait classique : la cellule est trop grande . Habituellement , la duplication du noyau est toujours accompagnée de la scission de la cellule elle même donnant naissance à deux cellules filles délimitées chacune par leur propre membrane plasmique . Dans l'œuf de poule , seule une mince commissure sépare à ce stade les noyaux après leur division (figure 14) (FLAMANT , 2001) .

Le stade quatre cellules est atteint 20 minutes environ après le stade précédent avec un clivage perpendiculaire au premier (HOUILLON .1979) . Une heure après le deuxième cycle de division , apparaissent deux plans de clivage , parallèles au premier plan de segmentation qui déterminent le stade 8 blastomères (cellules filles) . Ce stade correspond généralement à l'arrivée de l'œuf fécondé au niveau de l'utérus . Dès ce stade , des inégalités de segmentation peuvent se produire . (FRANQUINET et FOUCRIER .1998)

Les divisions sont verticales jusqu'au stade 32 cellules puis deviennent parallèles à la surface (CHANDEBOIS , 1976 ; HOUILLON , 1979) .

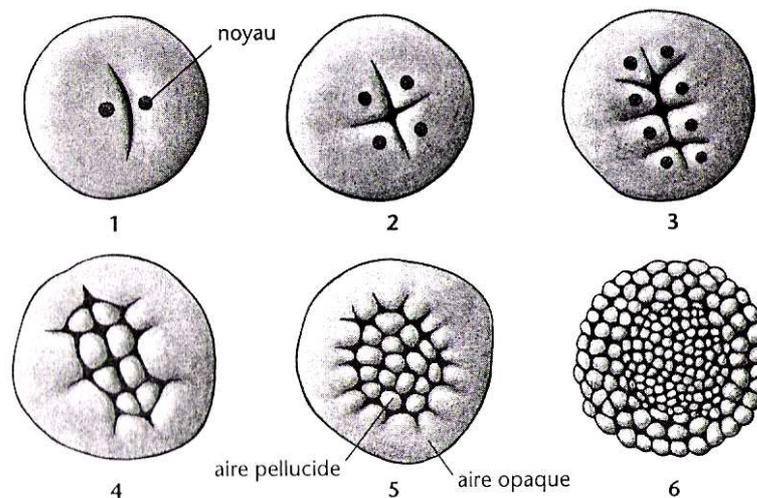


Fig . 14: La segmentation de la cellule-œuf (vue de dessus) .
(FLAMANT , 2001)

Au stade 128 cellules , s'observe une couche cellulaire pluristratifiée centrale surplombant une cavité sous-germinative aplatie , appelée aussi blastocèle primaire ou cavité de segmentation primaire dont le plancher est formé par la masse vitelline au contact de laquelle se situent quelques blastomères mal définis . D'autre part , des blastomères volumineux , en continuité avec la masse vitelline , bordent à leur périphérie les cellules centrales (LILLIE , 1952) . A partir de ce stade , au fil des divisions successives , les cellules devenant plus nombreuses , une expansion générale du blastoderme commence à se manifester superficiellement . Ces subdivisions s'accroissent durant les stades suivants marquant ainsi l'apparition d'une blastula primaire (figure : 15 - a) où deux grandes zones sont visibles et qui ont déjà fait leurs apparitions dès le moment où la cavité de segmentation est apparente (HOUILLON , 1979 ; BAEHR et all , 2000) :

- ❖ **L'aire pellucide** : correspond à la partie centrale du blastoderme , constituée par les cellules surplombant la cavité de segmentation et se montre ainsi plus claire ; son apparition coïnciderait avec l'acquisition de la symétrie bilatérale .
- ❖ **L'aire opaque** : correspond aux assises cellulaires de blastomères périphériques où plusieurs régions peuvent être distinguées :
 - Zone de recouvrement : située aux limites externes de la blastula et elle est le siège d'une activité mitotique intense .
 - Zone de jonction : concerne les blastomères localisés en profondeur et en continuité avec le vitellus . , elle constitue un syncytium vitellin .
 - Le rempart germinatif : zone interne , faisant la transition entre l'aire opaque et l'aire pellucide et qui provient des blastomères de la zone de jonction ayant acquis des limites cellulaires .

I-1-1-2 - Blastula secondaire :

Peu de temps avant la ponte de l'œuf , la blastula primaire , se transforme en blastula secondaire (figure :15 - b) : c'est la période de la pré- gastrulation . Le blastoderme passe alors de la forme monodermique à la forme didermique (figure : 15 - b) , la nappe superficielle étant l'ectophylle (ou l'épiblaste) et la nappe profonde l'endophylle (ou l'hypoblaste) .

Selon certains auteurs (PASTEELS , 1945) , l'endophylle proviendrait d'une délamination de l'aire pellucide , alors que pour d'autres (HOUILLON , 1979) la formation de la nappe profonde résulterait d'une invagination précoce des territoires cellulaires de la région postérieure du blastoderme .

Quel que soit le mode de formation de l'endophylle , il constitue une étape importante correspondant à la première manifestation morphologique de l'existence d'axe de polarité dans le blastoderme (SLACK , 1991) . L'endophylle sépare alors le blastocèle primaire en deux cavités superposées (LUCOTTE , 1980 ; FRANQUINET et FOUCRIER , 1988) :

- L'archantéron primaire : entre l'endophylle et le jaune
- Le blastocèle secondaire : entre l'ectophylle et l'endophylle

A ce stade , le blastoderme renferme environ 50000 à 60000 cellules , l'œuf est alors pondu et le développement reste bloqué à ce stade et la suite de l'embryogenèse ne pourra se réaliser que si s'effectue une incubation (FRANQUINET et FOUCRIER , 1988 ; SAUVEUR ,1988 ; SLACK , 1991) .

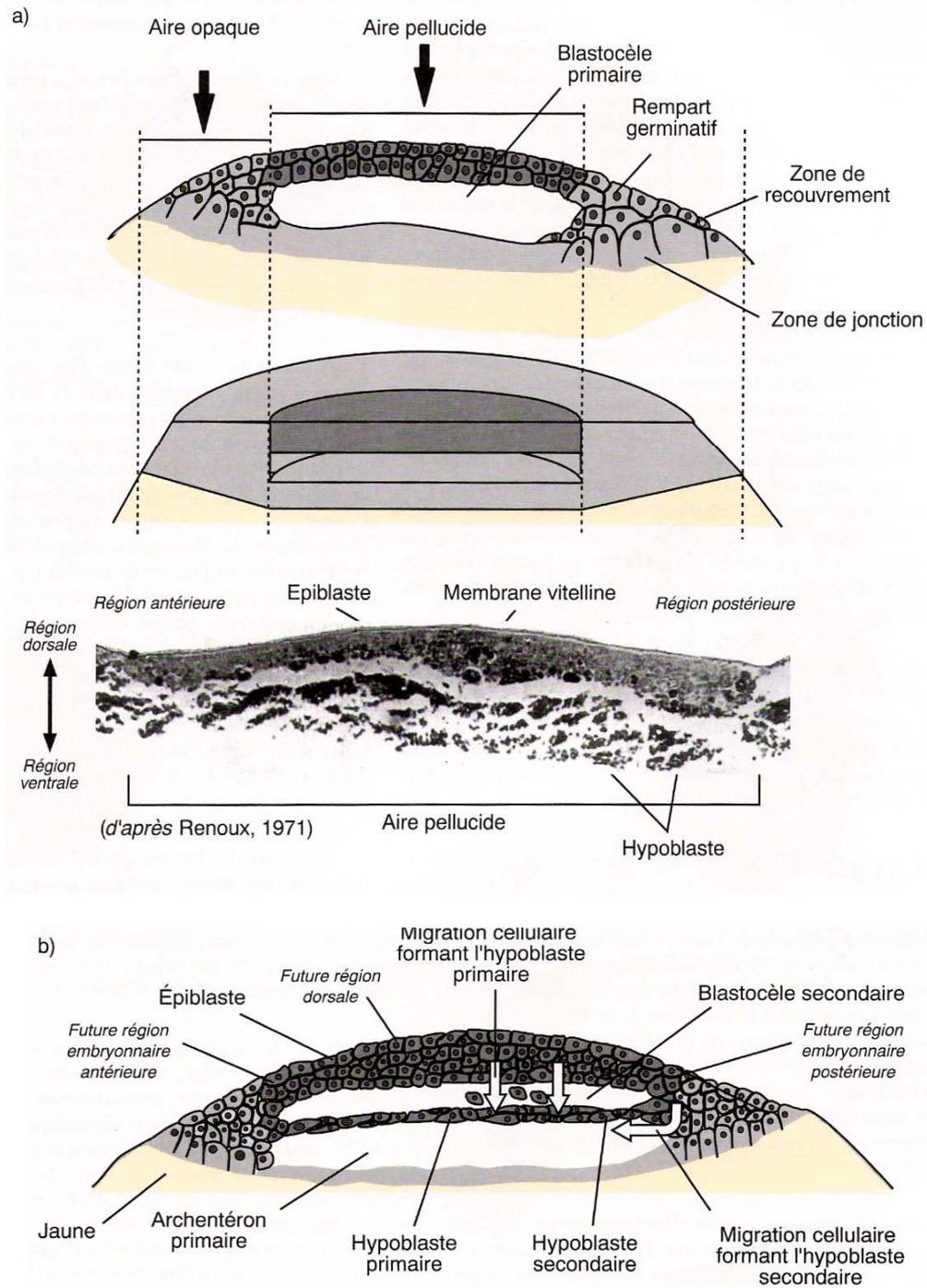


Fig .15 : Les stades blastula primaire et secondaire
 (FRANQUINET et FOUCRIER , 1988)

a) Blastula primaire (coupe , schéma et microphotographie (*375)) . b) Blastula secondaire

I-2- La Gastrulation :

I-2-1- Formation de la ligne primitive :

Le développement embryonnaire s'effectue au cours d'une période d'incubation de 21 jours pendant laquelle l'œuf est maintenu à une température aux alentours de 37,5°C. C'est l'objet de la couvaison assurée naturellement par la poule ou artificiellement par un incubateur .

L'âge d'un embryon de poulet se compte à partir du début de l'incubation , Il ne tient donc pas compte de la période de développement intra-oviductaire qui est de l'ordre de 24 heures .
(LE MOIGNE , 1997 ; FLAMANT , 2001) .

Après environ 4 heures d'incubation , s'observe dans la zone marginale postérieure de l'aire pellucide , un épaississement appelé Croissant de Koller qui résulte de la migration vers l'arrière du disque embryonnaire de certaines cellules dispersées dans l'épiblaste. Puis cet épaississement s'allonge et progresse vers la région céphalique , sans jamais dépasser la région moyenne de l'air pellucide (STERN , 1990 ; STERN et CANNING ., 1990 ; DELARUE , 2005)

Le blastoderme antérieurement circulaire commence lui aussi à s'allonger dans le sens antéro-postérieur . Dès dix heures d'incubation , la région épaissie s'est notablement allongée et est creusée d'un fin sillon longitudinal qui apparaît plus clair ; elle représente alors le début de la formation de la ligne primitive . Cette dernière acquiert sa forme et son aspect définitifs à 16 heures d'incubation avec un sillon médian , trace de l'immigration en profondeur des cellules du mésoblaste ; elle sera terminée , par un renflement antérieur , le nœud de Hensen (figure 16)
(DE VOS et VAN GANSEN ., 1980)

A dix-huit heures d'incubation , la gastrulation est pratiquement terminée . Les trois feuilletts embryonnaires sont en place , la neurulation va débiter . La ligne primitive a atteint son allongement maximal , de l'ordre de 2 millimètres . On distingue à ce stade , par transparence à travers l'aire pellucide , le prolongement céphalique qui est un léger épaississement en avant du nœud de Hensen , correspondant à la corde (figure 17) (HOUILLON ,1979 ; LUCOTTE ,1980)

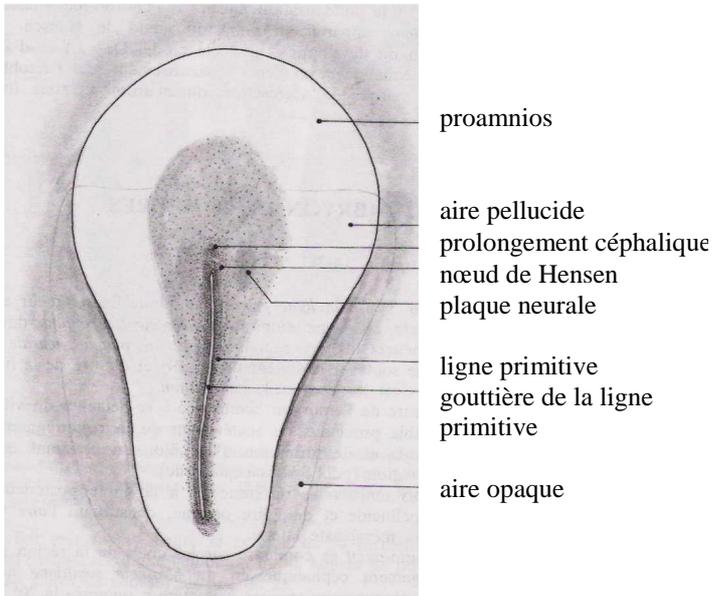


Fig 16 : Embryon de 18heures
 (BEAUMONT et CASSIER , 1998)

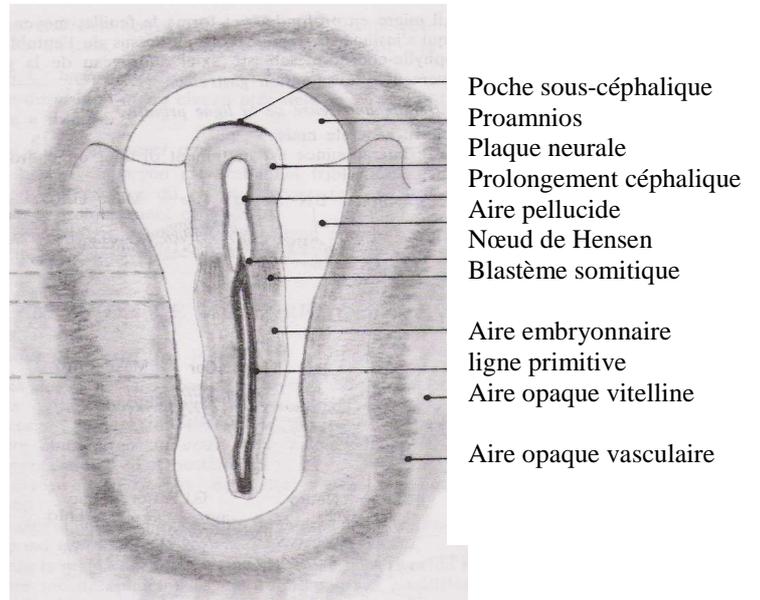


Fig 17 : Embryon de 20 heures
 (BEAUMONT et CASSIER , 1998)

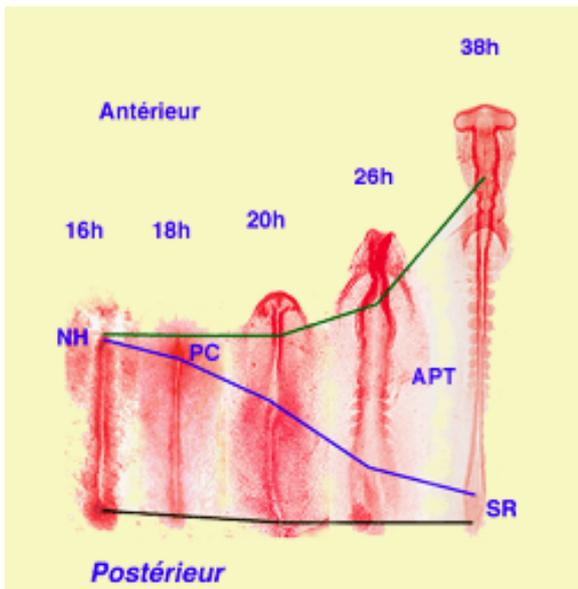


Fig 18 : Régression de la ligne primitive
 (DELARUE , 2005)

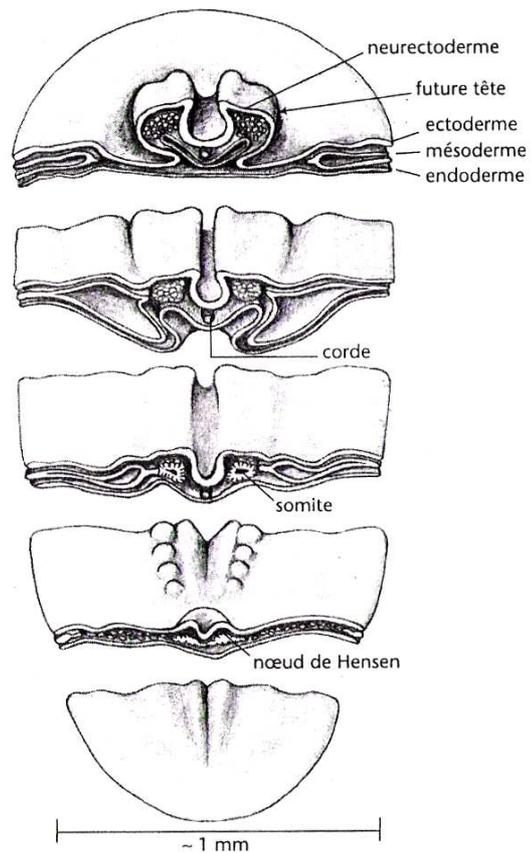


Fig 19 : Vue d'ensemble de l'embryon après environ
 24 heures d'incubation (vue en coupe successive)
 (FLAMANT , 2001)

I-3- l'organogenèse :

Selon FLAMANT (2001) , l'ensemble de l'embryon et ses annexes dérivent des trois feuilletts : ectoderme – mésoderme – endoderme à deux exceptions près :

- ❖ Les cellules de l'aire opaque enveloppent en quelques jours la périphérie du jaune d'œuf et forment une partie d'une annexe : le sac vitellin ;
- ❖ Les cellules de la lignée germinale (futures cellules sexuelles) se détachent de l'épiblaste et sont poussées par l'endoderme vers la partie la plus antérieure de l'embryon . Après la mise en place de la circulation sanguine et la formation d'ébauches d'organes génitaux , elles migreront dans la circulation sanguine et colonisent les ébauches de gonades . elles produiront des spermatozoïdes chez le coq et des ovocytes chez la poule .

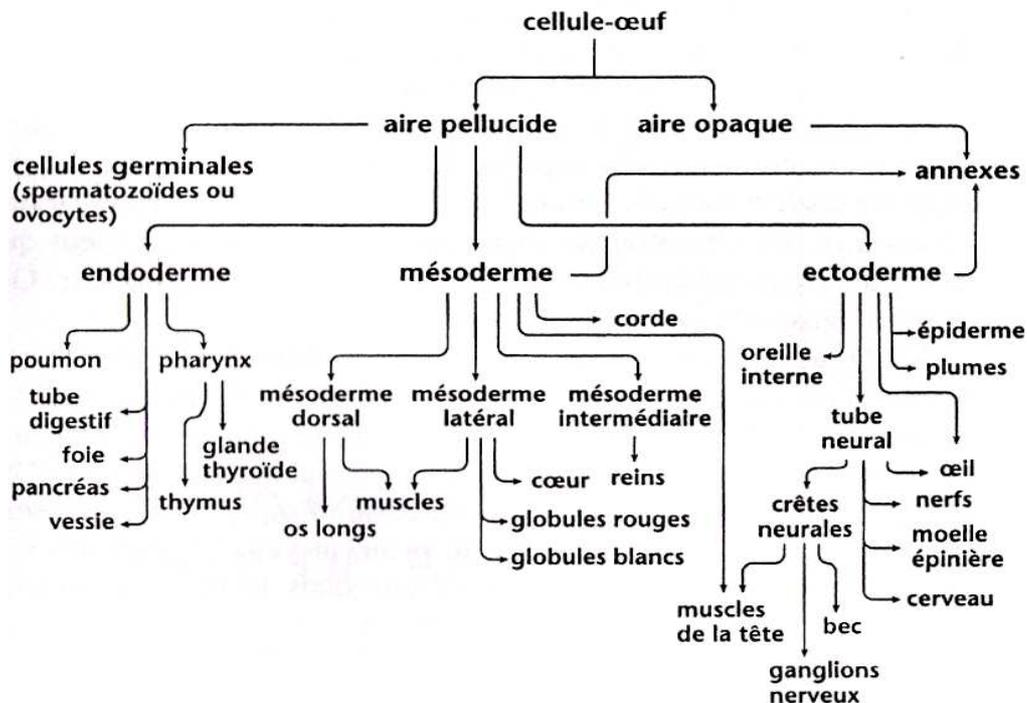


Fig 20 : Destinée des trois feuilletts (vue simplifiée)
(FLAMANT , 2001)

I-3-1- La Neurulation :

Lorsque le nœud de Hensen régresse , les territoires neurectoblastiques droit et gauche , qui étaient séparés par la ligne primitive , se soudent pour former : la plaque neurale : c'est l'ébauche de la vésicule cérébrale (SAVEL , 1971) ; puis entre 20 et 21 heures d'incubation la plaque neurale se soulève de part et d'autre du neuroblaste en deux bourrelets neuraux qui vont à la rencontre l'un de l'autre dans la région du futur cerveau moyen , sans vraiment fusionner formant la gouttière neurale (LE MOIGNE , 1997 ; DE VOS et VAN GANSEN ; LUCOTTE , 1980) .

Par la suite se réalise la fusion des bourrelets neuraux au niveau du futur cerveau moyen fermant la gouttière neurale en un court tube neural , ouvert à ses deux bouts : neuropores antérieur et postérieur et qui se caractérise par (BEAUMONT et CASSIER .,1998 ; BAEHR et all ., 2000):

- ❖ Une région antérieure : courte et largement ouverte par le neuropore antérieur correspond au futur cerveau antérieur : le prosencéphale
- ❖ Une région moyenne : cerveau moyen ou mésencéphale , fermé suite à la soudure des bourrelets neuraux , à 26 heures d'incubation
- ❖ Une région postérieure : futur cerveau postérieur ou rhombencephale et future moelle épinière où les bourrelets neuraux sont largement séparés de part et d'autre de ce qui reste de la ligne primitive (en voie de disparition) , ils s'ouvrent par le neuropore postérieur dans le sinus rhomboïdal qui correspond à la partie tout à fait postérieure de la plaque neurale .

La fermeture du tube neural se poursuit vers l'avant et l'arrière , cependant elle est beaucoup plus tardive vers l'arrière , puisque le tube s'allonge en même temps que l'embryon . A 33 heures d'incubation , la soudure des deux bourrelets neuraux sur toute la longueur du tube neural est presque achevée , dans sa région antérieure (encéphalique) , le tube neural s'est divisé par des constriction latérales en 3 vésicules (FRANQUINET et FOUCRIER ., 1998) :

- Le prosencéphale : facilement identifiable avec ces deux énormes évagination latérales , les vésicules optiques primaires ;
- Le mésencéphale ;
- Le rhombencéphale : qui se poursuit , sans démarcation , par la moelle épinière .A ce niveau la placode otique s'invagine en vésicule otique

A 48 heures d'incubation , l'encéphale en position antérieure est beaucoup plus développé que la moelle épinière située en position postérieure et les trois vésicules primaires évolueront en cinq vésicules avec (BEAUMONT et CASSIER .,1998) :

- Le télencéphale : s'ébauche sous forme de deux légers bombements des parois latérales du prosencéphale ;
- Le diencéphale : constitue encore la partie essentielle du prosencéphales . Ces vésicules optiques primaires sont devenues secondaires ou cupules optiques , par invagination à 37 heures d'incubation , reliées au diencéphale par un court nerf optique .

Chaque cupule est interrompue ventralement de l'insertion du nerf optique par la fissure choroïdienne . La cavité des cupules optiques est occupée par la vésicule cristallinienne (dérivée par invagination de la placode cristallinienne) encore ouverte à l'extérieur par un pore .

Le repli ventral de l'épiderme céphalique , associé à la courbure céphalique de l'embryon émet un diverticule dorsal en doigt de gant , la poche de Rathke , qui entre en contact avec l'infundibulum (évagination du plancher du diencephale) , à l'origine de l'anté - et post - hypophyse .

- Le mésencéphale : par la croissance disproportionnée de sa paroi dorsale , est responsable de la flexion crâniale .
- Le rhombencéphale : est la plus importante des trois parties de l'encéphale , se divise en : métencéphale (cervelet) et myélencéphale (bulbe) , suivi sans limites nette , par la moelle épinière .

Les vésicules otiques se forment par invagination des placodes otiques au niveau du myélencéphale , entre 37 et 38 heures , de la même manière que le cristallin .

A 72 heures , le prosencéphale est nettement subdivisé en télencéphale et diencephale , dont le toit se soulève au niveau de l'ébauche épiphysaire . Mais le rhombencéphale est toujours indivis . Le placode olfactive au niveau du télencéphale s'est invaginée en cupule , le cristallin et la placode otique sont devenus des vésicules closes , complètement indépendantes de l'épiblaste qui leur a donné naissance (FRANQUINET et FOUCRIER 1998 ; DELARUE , 2005) .

I-3-2 – Appareil Digestif et forme générale du corps :

L'embryon commence à se détacher de la masse vitelline : la région antérieure se soulève au-dessus du blastoderme , ce qui aboutit à la formation du repli céphalique ectodermique ventral Lors de ce processus , au stade 24 heures d'incubation , l'endoderme sous-jacent subit un repliement entraînant l'apparition de : l'intestin antérieur . Sa limite postérieure arquée est située à peu près au milieu du tube neural . (FRANQUINET et FOUCRIER , 1998 ; HOUILLON , 1979)

A 33 heures , l'intestin antérieur est un cul de sac d'un peu moins d'un millimètre de long qui s'ouvre en arrière sur le vitellus au niveau de la 2-3^e paire de somites , entre les deux veines omphalo-mésentériques (BEAUMONT et CASSIER ,1998 ; BAEHR et all ., 2000)

Ce stade est le dernier à présenter une disposition symétrique de l'embryon . En effet dans l'heure qui suit , l'embryon va subir une torsion et une série de flexions de sa région antérieure A 48 heures , l'embryon a perdu sa disposition symétrique à partir de la 33^e heure d'incubation par suite d'un double processus de torsion et de flexion de la région antérieure du corps (tête et coup) (BEAUMONT et CASSIER ,1998) :

- a) La torsion : fait reposer le côté gauche de la tête sur le vitellus, le côté droit étant dirigé vers le haut . Pour l'observateur la tête et une partie du cou sont donc vues de profil droit

b) La flexion : de l'axe antéro-postérieur de l'embryon se fait à trois niveaux qui sont respectivement , d'arrière en avant : une flexion dorsale (apparemment vers la gauche par suite de la torsion) dans la région cervicale inférieure , et une première flexion ventrale (apparemment vers la droite) de même amplitude dans la région cervicale supérieure qui ramène l'axe du corps dans sa direction primitive ; puis une deuxième flexion ventrale très importante (flexion encéphalique) qui plie l'encéphale à angle droit au niveau du mésencéphale .

L'embryon continue de se soulever au-dessus du vitellus dans sa région antérieure . L'intestin antérieur est individualisé jusqu'au niveau du 9^e somite ; de ce fait la tête et la région antérieure du cou sont libres bien qu'enfoncées dans une dépression du vitellus (DELARUE , 2005) .

La partie troncale reste inachevée avec un intestin moyen ne représentant pas de paroi ventrale et donc restant ouvert sur la masse vitelline sous-jacente (LE MOIGNE , 1997) .

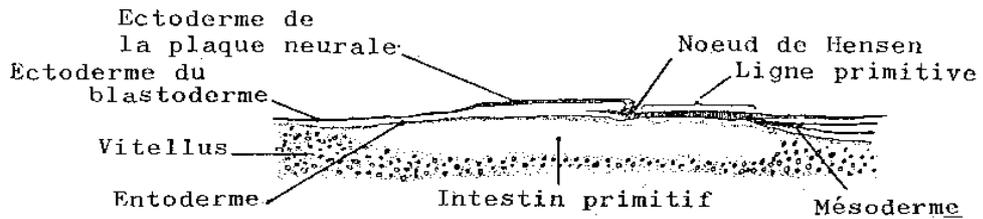
Dans la partie caudale se manifeste vers 45 heures , à l'emplacement de la ligne primitive , un début de repli de l'endoderme , analogue au processus observé dans la région antérieure , suite à un décollement de l'embryon par rapport au jaune . Ainsi se met en place , l'intestin postérieur , à partir duquel apparaît , à la 60^e heure , le diverticule allantoïdien (HOUILLON , 1979) .

Les ébauches digestives antérieure et postérieure iront à la rencontre l'une de l'autre entraînant la fermeture graduelle de l'intestin moyen sauf dans une région de celui-ci qui sera à l'origine , à quatre jours d'incubation , du pédicule vitellin . Ce dernier relie ainsi la lumière du tube digestif avec le vitellus contenu dans la vésicule vitelline . (BEAUMONT et CASSIER ,1998 ; FRANQUINET et FOUCRIER 1998)

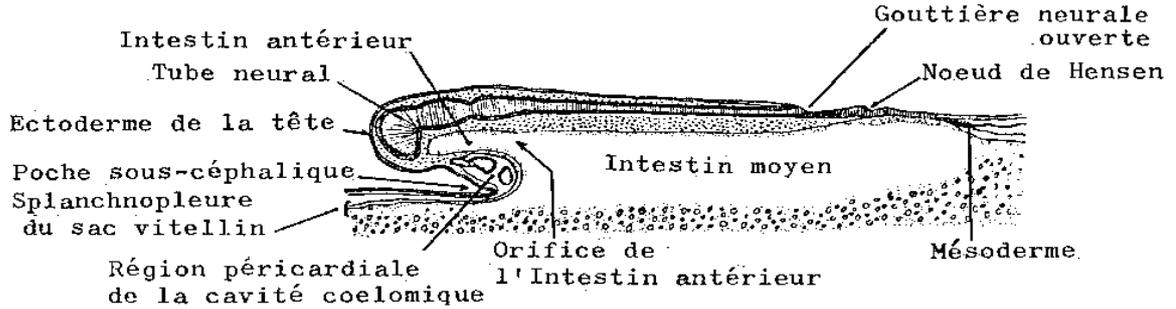
Une dépression au niveau de l'épiderme : le proctodeum , entraîne un accolement localisé de ce dernier avec l'endoderme , ce qui constitue : la plaque anale , ce qui rejoint progressivement une position ventrale par suite de l'accroissement du matériel mésenchymateux mésodermique , du bourgeon de la queue

L'emplacement du futur orifice buccal qui s'ouvre durant le troisième jour est marqué à 48 heures , par l'apparition du stomodeum dépression présente au niveau de la paroi du repli ventral de l'épiderme céphalique et qui entre en contact avec l'endoderme sous-jacent (RAWLES , 1936 ; FRANQUINET et FOUCRIER 1998 ; BAEHR ; et all 2000) .

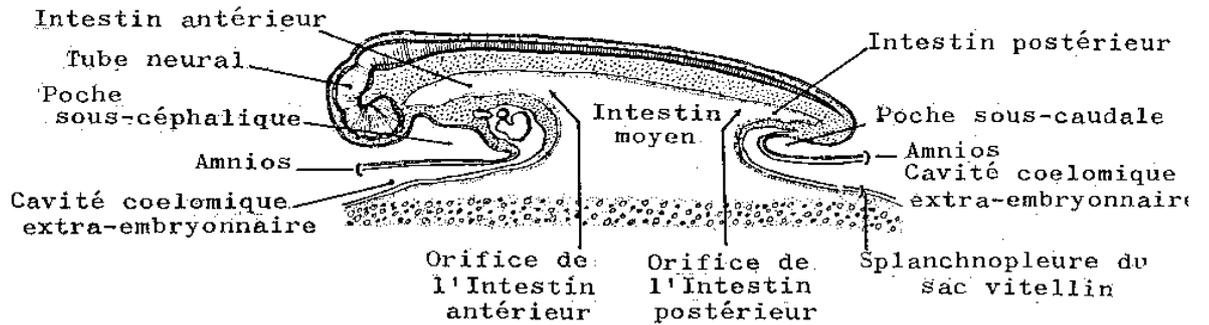
A - à la fin du 1er jour



B - à la fin du 2e jour



C - au 3e jour



D - au 4e jour

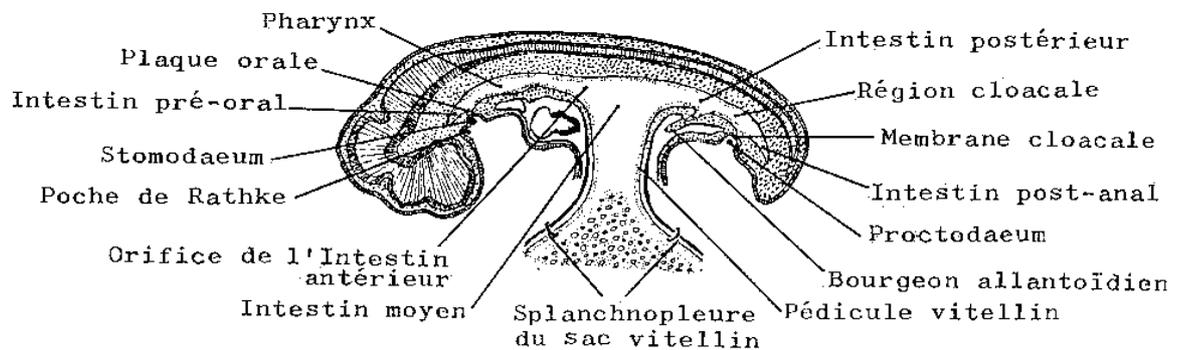


Fig. 21 : Développement embryonnaire (en section longitudinales)
(PATTEN , 1957)

Chez les oiseaux ; les arcs viscéraux sont au nombre de cinq , dans le sens antéropostérieur on trouve l'arc mandibulaire , l'arc hyoïdien , l'arc carotidien , l'arc aortique proprement dit et l'arc pulmonaire . Chez l'embryon de poulet à 72 heures d'incubation, on distingue nettement les trois premiers , séparés par des ouvertures latérales qui font communiquer le pharynx avec l'extérieur de l'embryon . Ce sont les poches viscérales ; chez les amniotes les poches et arcs viscéraux sont "recyclés" en structures pharyngiennes et otiques comme le larynx, la trompe d'Eustache et les osselets de l'oreille moyenne (RAWLES , 1936 ; DELARUE , 2005) .

A 72 heures , les principales modifications de la forme du corps au cours du 3^e jour sont : le développement important de la tête , lui même lié au développement et à la différenciation de l'encéphale . L'accentuation de la flexion cervicale met le rhombencéphale en position transversale au-dessus des arcs aortiques ; alors que l'accentuation de la flexion encéphalique , rabat le prosencéphale vers le cœur . La membrane orale s'est ouverte au début du 3^e jour . (BEAUMONT et CASSIER ,1998 ; FRANQUINET et FOUCRIER 1998) .

Par comparaison aux autres formations embryonnaires , les pattes et les ailes se forment de façon assez simple : vers le troisième jour d'incubation , à l'emplacement des futurs membres s'observe des renflements ou bourgeons des membres : au niveau des 15^e-20^e paires de somites pour les bourgeons alaires et des 27^e-32^e paires pour les bourgeons des pattes (BEAUMONT et CASSIER ,1998 ; FRANQUINET et FOUCRIER 1998) . Ils sont constitués à partir de matériel mésodermique de la somatopleure et des somites à l'origine respectivement des futurs éléments squelettiques et musculaires (FRANQUINET et FOUCRIER 1998) . Ces bourgeons des membres poussent ensuite un peu à la manière de plante avec , à leur extrémité , une zone dite de progrès où les cellules se multiplient très activement . les cellules de l'ectoderme , recouvrant cette zone , poussent à la même vitesse. Peu de temps après , le bourgeon a tendance à s'aplatir (FLAMANT , 2001) . Plus tard les cellules mésodermiques , notamment celles incluses dans les somites , se différencient en cellules musculaires et en cellules osseuses . Par ailleurs , des cellules dites endothéliales , constituant des parois des capillaires et vaisseaux sanguins et des axones prolongement des neurones du tube neural , envahissent également le membre depuis le corps de l'embryon . Par la suite , l'ectoderme se différencie en épiderme et en follicules plumeux , racines des futures plumes . L'embryon de poulet a temporairement les pattes palmées . Leurs extrémités sont coiffées par un épaissement épidermique , la cape apicale . Les doigts s'individualisent grâce à la nécrose cellulaire dans les espaces intermédiaires de la palme , phénomène connu sous le nom : d' « *apoptose* » , nettement moins marqué dans le bourgeon de l'aile . (SANDOR , 1968 ; WOLPERT et al 1999 ; RIDDLE et TABIN , 1999 . FLAMANT , 2001) .

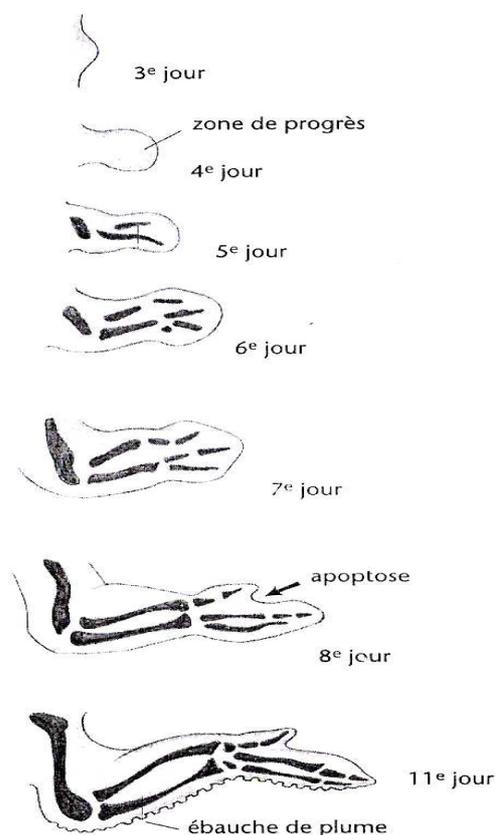


Fig 22 : Le développement de l'aile
(FLAMANT , 2001)

I-3-3 - La somitogenèse :

Rappelons d'abord , que le mésoderme axial , qui donnera la corde , dérive du prolongement céphalique , dont toutes les cellules passent dans le blastocèle au niveau du nœud de Hensen . Cependant lors du recul de ce dernier , le matériel cordal s'interpose entre les futurs territoires somitiques droit et gauche , occupé par le mésoderme para-axial . Antérieurement par rapport au nœud de Hensen , une lame mésenchymateuse lâche forme des somitomères : somites immatures se présentant comme des disques de $175\mu\text{m}$ de diamètre sur $12\mu\text{m}$ d'épaisseur , qui n'évoluent pas en somites . Il en est ainsi des 7 somitomères antérieures qui donneront des éléments squelettiques et musculaires céphaliques . En arrière du somitomère 7 , des séparations inter-segmentaires marquent une évolution des somitomères en somites . (FRASER , 1960 ; BELLAIRS , 1963 ; BAEHR et all 2000)

Selon FLAMANT (2001) , les somites sont les ébauches des os et des muscles du tronc . Chez les oiseaux , les somites sont des sphères creuses dont les cellules ont une disposition radiale au tour de la cavité centrale . Après la 20ème heure , la métamérisation fait naître une paire de somites environ toutes les 90 minutes à partir du mésoderme para-axial insegmenté .

La progression de la morphogénèse somitique s'effectue dans le sens antéro-postérieur. La première paire de somite apparaît à la 21^{ème} heure ; ainsi l'âge d'un embryon est déterminé à partir du nombre « n » de paires de somites : (l'âge en heures = 20 + n). En fait vers la 40^e heure , le rythme de la formation des somites se ralentit de telle sorte que l'embryon de 48 heures ne possède généralement que 26 paires de somites au lieu de 28 (BEAUMONT et CASSIER ,1998) .

De 6 à 10 heures après la formation d'un somite , ces cellules ventro-medianes redeviennent mésenchymateuses et évoluent en *sclérotome* , elles se disposent autour de la corde et de la moelle épinière pour former les ébauches vertébrales et costales . Une vertèbre est constituée des moitiés de deux somites successifs : la partie antérieure , c'est-à-dire le corps vertébral et l'arc neural correspondant à la zone postérieure du somite « n » tandis que la moitié caudale et le disque intervertébral de la vertèbre sont issus de la partie antérieure du somite « n+1 » . (BAEHR et all ., 2000) . Le reste du somite se différencie en *dermomyotome* , disposé en deux lames . L'externe donne *le dermatome* : à l'origine du derme et du mésenchyme , et l'interne *le myotome* : à l'origine des muscles striés dorsaux et ventraux . (RANQUINET et FOUCRIER 1998 ; BAEHR et all ., 2000 ; DELARUE , 2005) .

I-3-4 – Appareil urinaire :

A chaque somite fait suite une pièce intermédiaire , qui à partir de la 30^e heure commence à se différencier en ébauches urogénitales . En effet au stade 10 paires de somites , à partir de cellules mésenchymateuses antérieures , se forme un cordon plein . Ce cordon s'étire en se développant de l'avant vers l'arrière entre les somites et les lames latérales puis il se creuse et forme un canal qui sera : le canal de Wolff ou uretère primaire (DE VOS et VAN GANSEN , 1980 ; BAEHR et all 2000) . Après la mise en place du canal de Wolff , et toujours à partir du mésenchyme intermédiaire se forment les reins .Trois paires de reins se forment successivement (SAVEL , 1971 ; FRANQUINET et FOUCRIER , 1998 BAEHR et all 2000) :

1. Les pronéphros , se forment en premier , ils correspondent aux 10 paires de somites antérieures ; ils entrent en communication avec l'uretère primaire ;
2. Les mésonéphros , se forment plus tard et plus postérieurement que les précédents , en leur sein se différencient des néphrons , qui seront brièvement fonctionnels dans l'élaboration de l'urine chez l'embryon . Leur canal évacuateur est l'uretère primaire ;
3. Les métanéphros , seront les reins définitifs . Ils se mettent en place à partir du mésenchyme postérieur. Leur canal évacuateur est un nouveau conduit qui se forme à partir du bourgeonnement de la région cloacale du canal de Wolff . Ce conduit ou uretère secondaire , draine l'urine produite par les néphrons qui bourgeonnent un grand nombre de fois .

I-3-5 – Appareil cardio-vasculaire :

Situé latéralement par rapport au mésoderme somitique et intermédiaire , dans le blastocoele secondaire , le mésoderme latéral se développe en une lame cellulaire . Assez rapidement , elle se délamine en deux feuillets : l'un sous-épidermique , la somatopleure , l'autre sus-endodermique , la splanchnopleure . Entre ces deux feuillets s'individualise une cavité remplie de liquide séreux : *le coelome* , qui s'étend de la région post-céphalique jusqu'à la zone postérieure de l'abdomen (SAVEL , 1971) . La splanchnopleure forme une lame séreuse qui double les viscères mais elle est aussi à l'origine de cellules mésenchymateuses qui donneront les fibres musculaires lisses et l'appareil circulatoire . (BAEHR et al ., 2000)

Les lames latérales extra-embryonnaires , s'insinuant dans l'air opaque à la périphérie du blastoderme , c'est dans la paroi de leur splanchnopleure que se différencient les îlots sanguins avec les premières cellules sanguines à environ 20 heures d'incubation (STAPHAN , 1952) .

A 24 heures , l'élargissement de l'aire embryonnaire assombrit l'aire pellucide et rend moins nette la distinction entre aire pellucide et aire opaque . Dans la moitié postérieure , au contact de ces deux aires et empiétant légèrement sur l'aire pellucide , une zone détachée constitue : l'aire vasculaire , en forme de fer à cheval (figure 23) . Elle s'étendra vers l'avant au cours des stades ultérieurs en encerclant l'embryon (BEAUMONT et CASSIER ,1998) . Elle est constituée par un ensemble d'îlots sanguins différenciés dans le mésoblaste latéral au contact de l'entoblaste vitellin , les îlots de Pander-Wolff qui donneront naissance à la plus grande partie du système vasculaire extra-embryonnaire (vaisseaux et globules sanguins) . En effet à 33 heures , les îlots de Pander-Wolff de l'aire vasculaire , s'anastomosent en un réseau capillaire dense limité à sa périphérie par un sinus terminal . Ce réseau est connecté avec le plexus veineux qui alimente les veines vitellines et finalement les deux veines omphalo-mésentériques et le cœur (FRANQUINET et FOUCRIER 1998 ; DELARUE , 2005) .

En arrière de la région céphalique , en position ventrale par rapport à l'intestin antérieur formé par suite du repliement de l'endoderme , se met en place l'ébauche cardiaque .

A partir de 24 heures , des cellules issues de la splanchnopleure embryonnaire forment 2 structures vasculaires qui , à 30 heures , fusionnent en position médiane en un tube cardiaque impair . Au niveau de ce dernier , considéré comme futur endocarde , se constitue un manchon externe ou futur myocarde , dû à la fusion médiane de la splanchnopleure dite : péricardique . L'espace séparant les deux structures constitue la cavité péricardique (STEPHAN , 1952) .

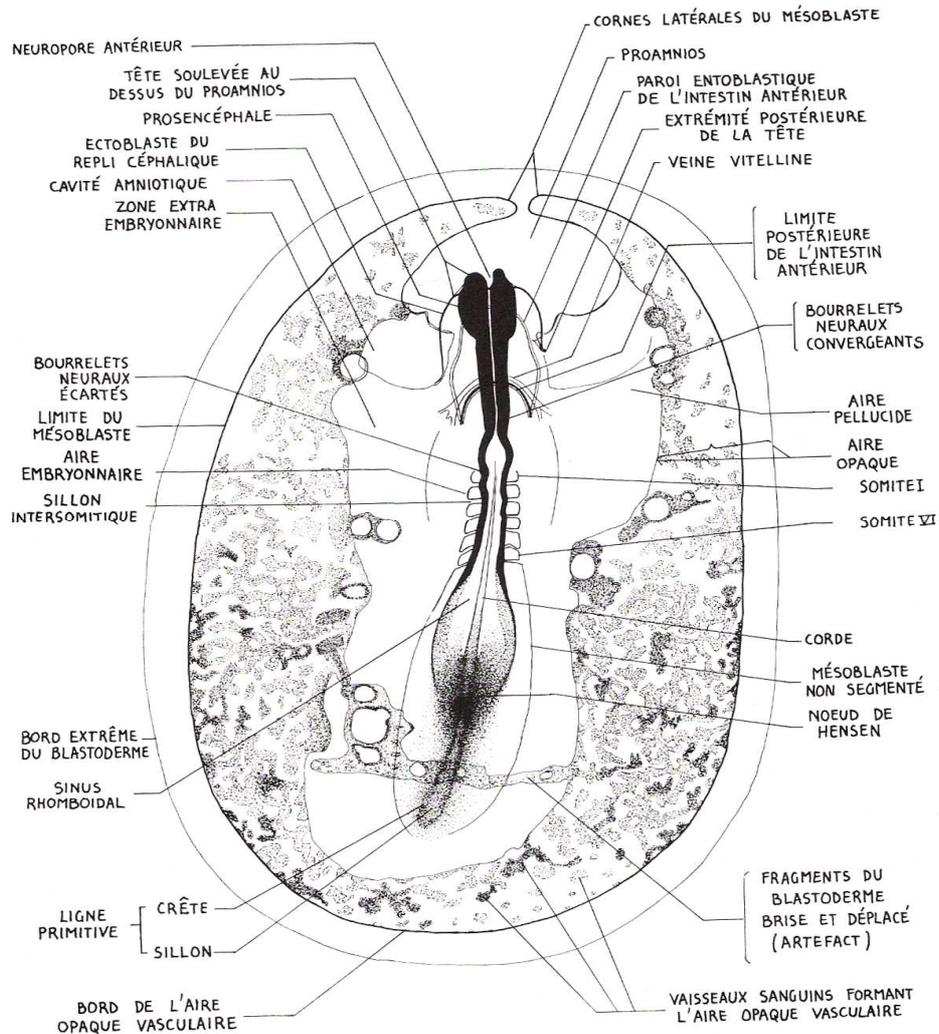


Fig 23 : Embryon au stade 6 somites (vue d'ensemble)
 (FREEMAN et BRACEGIRDLE , 1980)

Ultérieurement , autour de la 96^e heure , par colonisation cellulaire secondaire , se mettra en place à la surface du myocarde l'épithélium correspondant au péricarde (STEPHAN , 1952) .

Au cours de sa formation , le cœur se dilate et se fléchit progressivement vers la droite . De plus une compartimentation s'observe avec l'apparition de l'avant vers la région postérieure , du bulbe cardiaque , du ventricule , de l'atrium et du sinus veineux dans lequel se jettent 2 veines omphalo-mésentériques néoformées (FRANQUINET et FOUCRIER ., 1998 ; BEAUMONT et CASSIER .,1998) . La circulation sanguine s'établira vers 42 à 44^e heure seulement au stade 22 paires de somites , avec les premiers battements cardiaques vers 35^e heure , d'abord spasmodiques puis rythmiques vers la 44^e heure (FRANQUINET et FOUCRIER 1998 ; BEAUMONT et CASSIER., 1998) .

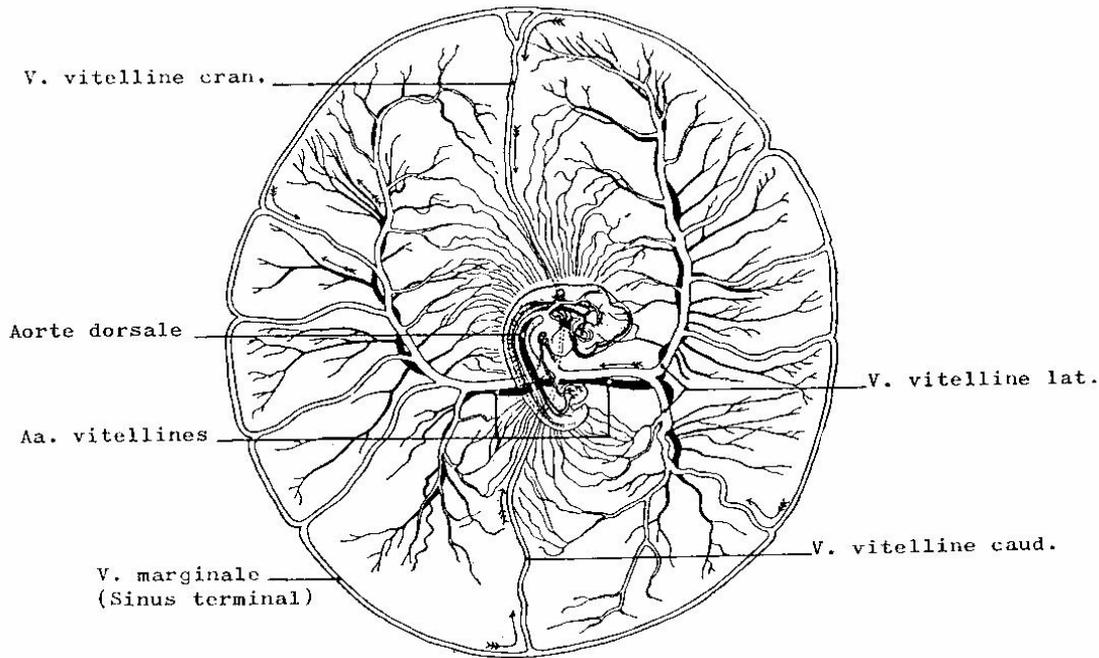


Fig 24 : Appareil circulatoire d'un embryon de poulet de 4 jours
(PATTEN , 1957)

I -3-6- La Croissance embryonnaire et les constituants de l'œuf lors du développement embryonnaire :

Selon SAUVEUR (1988), jusqu'au troisième jour d'incubation , l'embryon utilise prioritairement des substances simples présentes à l'état libre pour subvenir à ces besoins .

- ❖ Ainsi le glucose libre du blanc est considéré comme source d'énergie très précoce , après l'épuisement du glucose libre de l'œuf , l'embryon synthétise ses glucides à partir des acides aminés du jaune : c'est la néoglucogenèse effectuée par le foie vers le sixième jour à peu près dès qu'il commence à se différencier
- ❖ Les phospholipides du jaune sont presque tous remaniés par l'embryon avant d'être déposés dans le foie
- ❖ Les triglycérides sont peu altérés lors de leurs dépôt : c'est une importante source d'énergie puisque 94 % des calories produites par l'embryon sont d'origine lipidique
- ❖ Les protéines du blanc sont utilisées à partir du 13^e jour , ce qui correspond à la date d'ouverture de la connection séro-amniotique permettant à l'albumen de pénétrer dans la cavité amniotique Ces protéines ont un rôle soit anti-bactérien , soit de transport sanguin de Fer , soit comme sources d'acides aminés

- ❖ Le jaune est utilisé dès les premières heures d'incubation grâce à une digestion intracellulaire effectuée dans l'aire pellucide puis dans l'endoderme ; puis après le 2^e jour , la digestion devient extra-cellulaire grâce aux sécrétions de la paroi interne de la vésicule vitelline . A partir du 6^e jour , les protéines du jaune sont utilisées par l'embryon sous forme d'acides aminés
- ❖ L'embryon utilise également 20 des 30 g d'eau du blanc pendant les 5 premiers jours d'incubation
- ❖ Le phosphore contenu dans les phosphoprotéines est utilisé à partir du 8^e jour de développement pour la constitution des ébauches de squelette
- ❖ Le calcium correspondant est d'abord celui lié aux protéines du jaune puis est prélevé sur la coquille . La mobilisation du calcium de la coquille est surtout active après le 13^e jour . Entre ce stade et l'éclosion , 100 mg de calcium environ sont prélevés sur la coquille , probablement grâce à une dissolution de celle-ci par de l'acide carbonique . Le calcium ainsi dissous est absorbé par certaines cellules spécialisées de l'allantoïde externe puis transporté jusqu'à l'embryon dans les capillaires sanguins .

A la fin du troisième jour d'incubation , la majorité des organes principaux est mise en place sous la forme d'ébauches plus ou moins avancées . A sept jours d'incubation , les tissus ont bien entamé leur différenciation et la forme de certains organes se précise (figure 25) .

A partir des 13^e – 14^e jours , l'embryon possède déjà son aspect extérieur définitif (SAUVEUR , 1988 ; FRANQUINET et FOUCRIER 1998 ; DELARUE , 2005) .

Au 21^e jour , le poussin naît donc après avoir utilisé la quasi-totalité des réserves de l'œuf avec un poids de 39 grammes environ . L'évolution pondérale est beaucoup plus importante entre le 5^e et le 21^e jour selon ROMANOFF. (1967) et FREEMAN et VINCE . (1974) .

I -3-7- la mise en place et le rôle des enveloppes embryonnaires :

Ce sont des formations d'origine ectodermique , mésodermique et endodermique qui se développent hors du corps de l'embryon proprement dit . En effet vers 20 à 24 heures d'incubation , le corps de l'embryon commence à se distinguer des tissus périphériques , par l'apparition des plis : d'abord antérieur puis un pli au niveau de la région caudale et ensuite des plis latéraux ; la rencontre progressive de ces plis isole de plus en plus l'embryon de la masse du jaune pendant ce temps , les feuilletts embryonnaires s'étendent hors du corps de l'embryon et vont contribuer à la formation des trois éléments transitoires et non organogènes qui assurent à l'embryon des fonctions de protection et d'autonomie métabolique (nutrition , excrétion , respiration) : ce sont les annexes embryonnaires : la vésicule vitelline , l'amnios et l'allantoïde

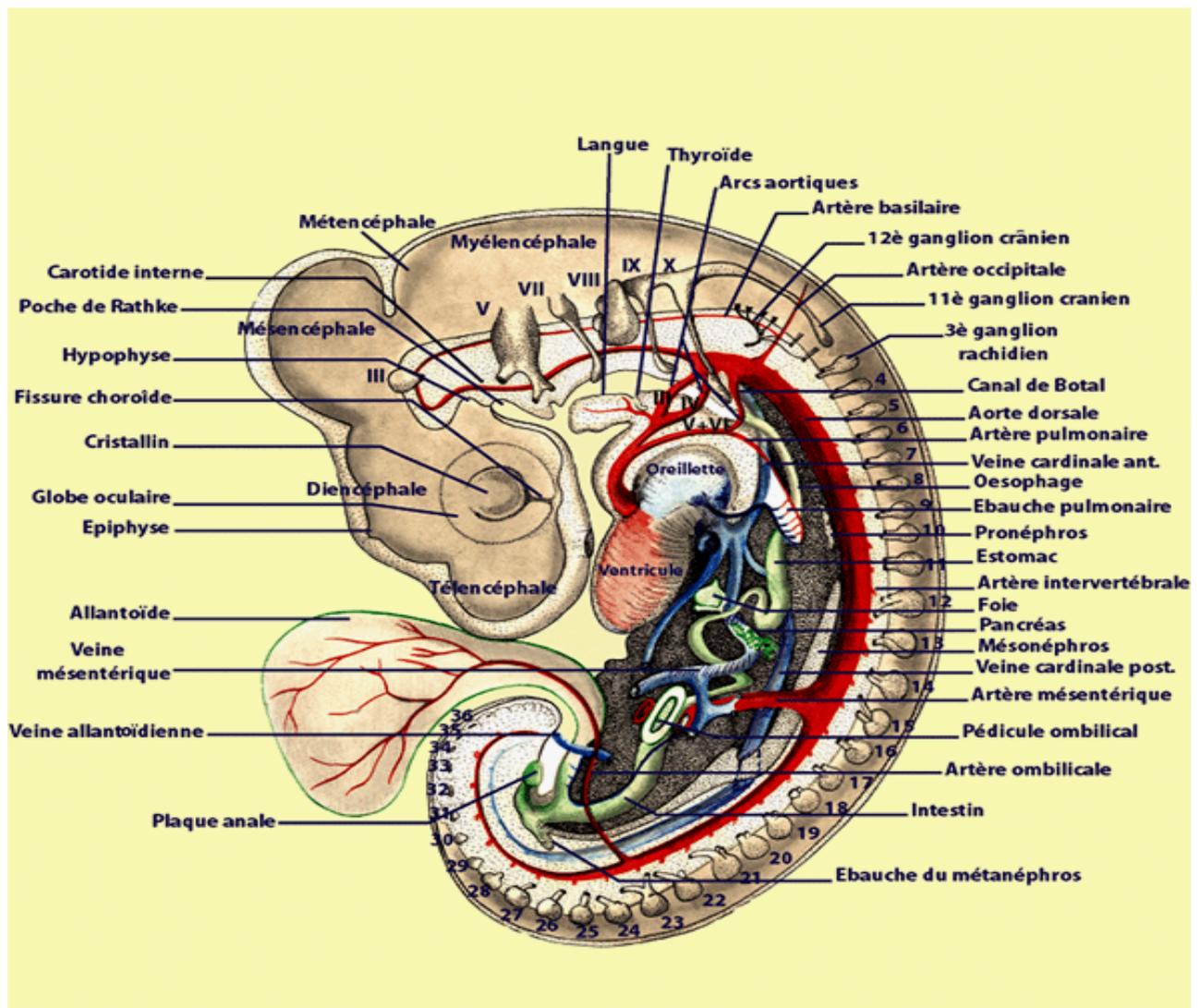


Fig . 25 : Dessin anatomique d'un embryon à 96 heures d'incubation
(DELARUE , 2005)

I -3-7-1- la vésicule vitelline :

C'est la première annexe à se former ; elle assure un rôle trophique grâce aux réserves vitellines stockées à son niveau et qui permettent à l'embryon de pouvoir subvenir à ses besoins nutritifs au cours de son développement (FRANQUINET et FOUCRIER 1998)

Dès les stades les plus précoces , le disque germinatif s'étale progressivement à la surface du jaune par l'intermédiaire de l'expansion de deux feuilletts , l'un ectodermique extra-embryonnaire et l'autre hypoblastique directement en contact avec la masse vitelline . Entre eux s'insère le mésoderme extra-embryonnaire qui se creuse et donne naissance au coelome extra-embryonnaire délimité par la somatopleure et la splanchnopleure extra-embryonnaire , cette dernière étant plaquée contre l'expansion endodermique . Le feuillet endodermique progresse au contact du vitellus , suivi de peu par la splanchnopleure (HOUILLON , 1979 ; LUCOTTE , 1980 ; PATTIER , 1991)

A deux jours , le jaune est à demi recouvert ; à six jours , il l'est totalement à l'exception d'une faible surface vers le petit bout de l'œuf (LE MOIGNE , 1997 ; BAEHR et all ., 2000) .

Le contenu de la vésicule vitelline ainsi constituée est en rapport avec la lumière du tube digestif au niveau de l'intestin moyen par l'intermédiaire d'un canal vitello-intestinal de nature hypoblastique Celui-ci correspond au pédicule vitellin (FRANQUINET et FOUCRIER 1998)

Dés 20 heures , des vaisseaux sanguins se forment dans la splanchnopleure , vers 38 à 40 heures , leur raccordement avec le système vasculaire embryonnaire permet le transfert d'éléments nutritifs à l'embryon . Des évaginations vasculaires pénètrent le vitellus , elles sont associées à des cellules endodermiques qui sécrètent des enzymes dégradant les protéines vitellines . A la fin de la période d'incubation , les deux tiers environ de la quantité initiale de vitellus ont été utilisés . Peu de temps avant l'éclosion , la vésicule se rétracte et est amenée dans la lumière intestinale , lorsque se forme l'orifice ombilical .Grâce au restant de vitellus encore présent , le poussin va pouvoir dans les jours suivant immédiatement son éclosion (quatre jours environ) subvenir à ses besoins nutritifs sans apport alimentaire supplémentaire . (FRANQUINET et FOUCRIER 1998 ; BAEHR et all ., 2000)

I -3-7-2- L'amnios :

L'existence de cette annexe chez les oiseaux a conduit à désigner ces derniers sous le terme d'amniotes (FRANQUINET et FOUCRIER 1998) . L'amnios est une membrane qui enveloppe l'embryon comme un sac ; le sépare du milieu environnant . Entre l'amnios et l'embryon , la cavité amniotique est remplie d'une sérosité qui assure à l'embryon une protection contre une possible dessiccation et contre d'éventuels chocs mécaniques (SAVEL , 1971 ; FRANQUINET et FOUCRIER 1998 ; BAEHR et all ., 2000)

La cavité amniotique se forme à partir de 30 à 33 heures d'incubation . c'est le résultat de la soudure d'un repli de l'ectoderme doublé de la somatopleure extra-embryonnaire , situé en avant de la tête (repli amniotique céphalique) et d'un repli postérieur de même nature qui apparaît à 48 heures (repli amniotique caudal) . Ils progressent l'un vers l'autre , prolongés par des replis latéraux . La fermeture totale se fait à 96 heures (LE MOIGNE , 1997)

L'embryon se développe dans cette cavité , isolé du milieu environnant . Il baigne dans un liquide qui provient de la déshydratation de l'albumen . Le feuillet externe du repli constitue la séreuse de VON BAER qui vient s'appliquer contre la membrane coquillière (SAVEL , 1971)

Entre la séreuse et l'amnios existe au début une cavité (séro-amniotique) qui est ensuite comblée par le développement d'une autre annexe l'allantoïde (FRANQUINET et FOUCRIER 1998 ; BEAUMONT et CASSIER ., 2000) .

I -3-7-3 – L'allantoïde :

C'est un diverticule endodermique , issu de la face ventrale de l'intestin postérieur , qui apparaît à 60 heures d'incubation . Sa croissance est rapide . Il repousse devant lui une lame mésodermique , la splanchnopleure , qui le double (LE MOIGNE , 1997)

L'allantoïde envahit tout le coelome extra-embryonnaire et entoure l'amnios et la vésicule vitelline en refoulant l'albumen (BEAUMONT et CASSIER ., 2000) . L'embryon à 14 jours sera entouré d'une double enveloppe : l'amnios et l'allantoïde (FRANQUINET et FOUCRIER 1998) .

Les caractéristiques concernant la mise en place de cette annexe rendent compte de ces différentes fonctions (BEAUMONT et CASSIER ., 2000) :

1- Rôle respiratoire : les échanges respiratoires à travers la coquille poreuse , entre le 8^e et le 19^e jour d'incubation

2 – Rôle dans la minéralisation squelettique embryonnaire : il permet la mobilisation d'une partie du calcium de la coquille nécessaire à l'édification du squelette embryonnaire ,

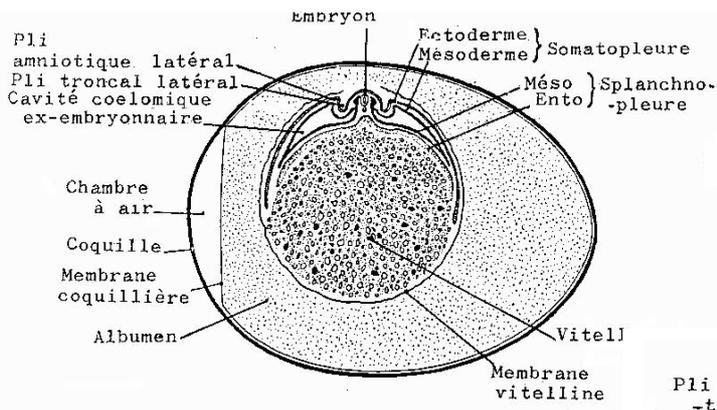
3 – Rôle digestif : permet l'absorption d'eau et des produits digestifs de l'albumen par la vésicule allantoïdienne

4 – Rôle de stockage de déchets : (fonctionnel jusqu'au 16^e jour) .

1-3-8 - Devenir des annexes après l'éclosion :

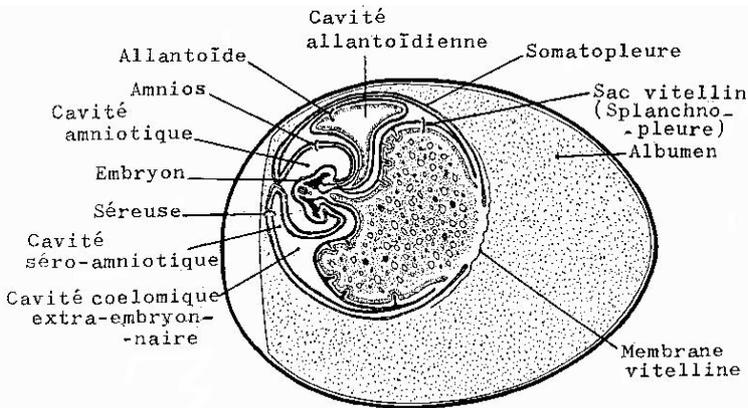
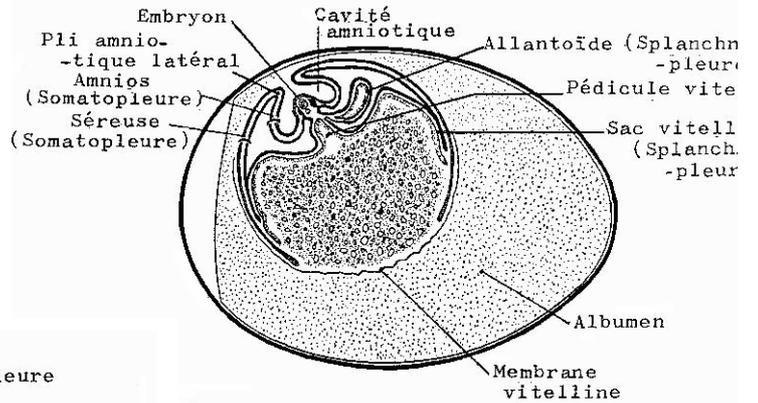
L'amnios , l'allantoïde et la séreuse sont éliminés en même temps que la coquille à laquelle ils restent accolés . Cependant des filets rougeâtres observés à l'intérieur de la coquille d'un poussin qui vient d'éclore représentent les vestiges de la vascularisation allantoïdienne .

Selon les espèces , il reste 1/3 à 1/7 du jaune au moment de l'éclosion .Ainsi chez le poulet la vésicule vitelline contenant le 1/3 restant du jaune se rétracte à l'intérieur de la cavité abdominale de l'embryon et se trouve incorporée à l'intestin moyen . Il sera utilisé dans les quatre premiers jours de la vie libre du poussin (HOUILLON , 1979 ; LE MOIGNE , 1997) .



A 2 jours d'incubation

A 3 jours d'incubation



A 5 jours d'incubation

Embryon et annexes à 9 Jours d'incubation

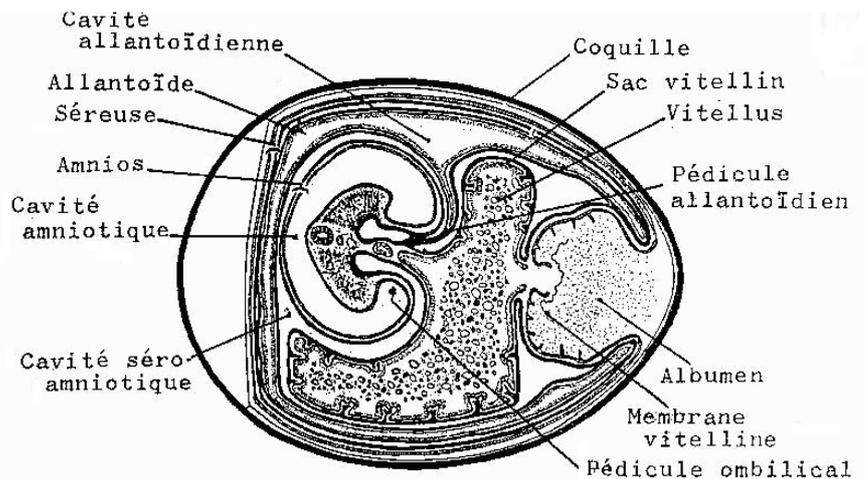


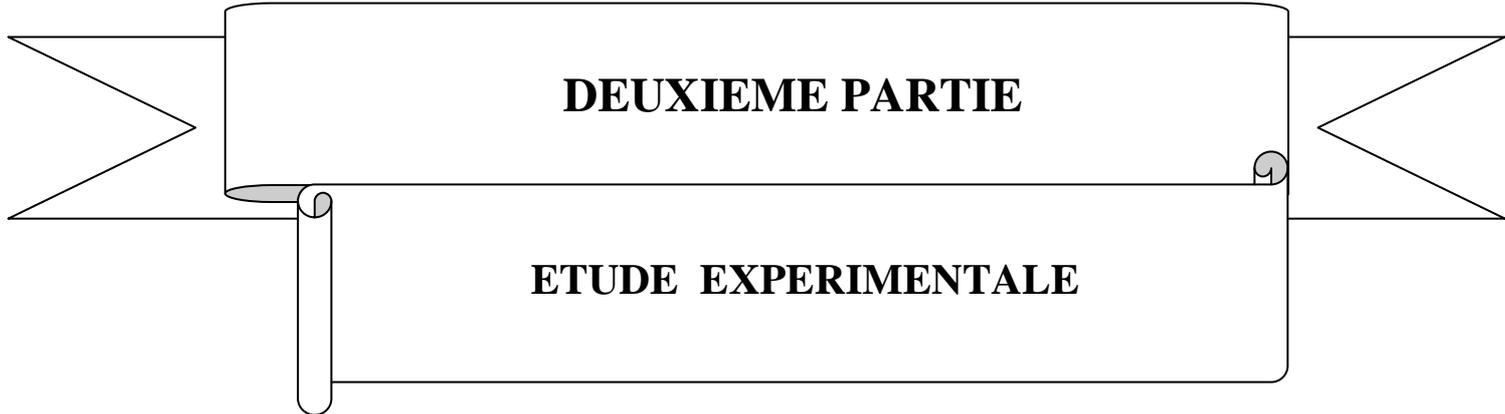
Fig .26 – l'œuf de poule en incubation .Développement des membranes extra-embryonnaire (Axe embryonnaire coupé transversalement) (PATTEN . 1957)

1-3-9 - Physiologie de l'éclosion et du poussin nouveau-né :

La fin de la vie embryonnaire désignée par l'éclosion est en fait une succession de processus complexes d'où le pic de mortalité enregistré souvent à ce stade .

Ces événements sont essentiellement (SAUVEUR , 1988 ; PATTIER , 1991) :

- ❖ La respiration devient « pulmonaire » à la fin du 19^e jour et coïncide surtout avec la pénétration du bec dans la chambre à air . L'allanto-chorion dégénère rapidement après la mise en place de la respiration aérienne .
- ❖ La circulation sanguine devient « double » suite à des contractions musculaires qui ferment progressivement la circulation embryonnaire en certains points .
A l'éclosion : la pression artérielle est très élevée (43-23 mm Hg) ainsi que le rythme des battements cardiaques (300/minute environ) .
- ❖ Le bécage intervient au gros bout de l'œuf au niveau de la chambre à air 8 à 9 heures après le début de la respiration pulmonaire .Il est provoqué par l'augmentation de la teneur en gaz carbonique de la chambre à air et c'est l'œuvre d'une petite proéminence transitoire du bec nommée « diamant »
- ❖ L'éclosion proprement dite a lieu 3 à 4 heures après le bécage . La rupture de la coquille est essentiellement due à l'activité d'un muscle dit « redresseur de la tête » ou « musculus complexus » .
- ❖ L'inclusion de la vésicule vitelline dans l'abdomen aura lieu entre le 19^e jour et 14 heures avant l'éclosion et les 5g environ de jaune seront utilisés par le poussin en deux jours ; sa disparition est achevée 5 jours après l'éclosion .
- A l'éclosion , le tube digestif du poussin est fonctionnel ; en effet après le 15 ou 16^e jour d'incubation , la digestion et l'absorption intestinales existent déjà puisque l'embryon utilise cette voie pour puiser une partie des protéines du blanc après qu'elles soient passées dans le liquide amniotique . Le jabot et le gésier sont matures et il semble que toutes les enzymes digestives soient également présentes .



DEUXIEME PARTIE

ETUDE EXPERIMENTALE



MATERIEL ET METHODES

MATERIEL ET METHODES

Notre étude a porté sur 7 bandes successives d'œufs embryonnés , récupérés au niveau du couvoir privé « ABDESSEMED » , situé dans la ville de TAZOULT à raison de 3 œufs / jour et ceci pendant les 21 jours d'incubation .

Les œufs à couver proviennent de reproducteurs âgés de 46 semaines et sont issus de poussins importés , de souche : ISA 15 .

Pour ce présent travail , nous avons appliqué les méthodes suivantes :

- ❖ Observation de l'embryon in vivo (dans l'œuf) par l'ouverture d'une fenêtre dans la coquille de l'œuf embryonné , ensuite en dehors de la coquille après la séparation de l'embryon du jaune , prise de photos , puis comparaison des différents stades obtenus avec la bibliographie .
- ❖ Mesure de la grande longueur de l'embryon aux stades : 1 – 7 - 14 et 21 jours , selon l'axe céphalo-caudal de l'embryon , ainsi que les longueurs maximales des trois segments de l'aile et du membre pelvien selon le grand axe correspondant à chaque os étudié.
- ❖ L'incinération et l'attaque aux acides des coquilles d'œufs embryonnés aux stades : 1 – 7 – 14 - 21 jours d'incubation , pour le dosage du calcium , du magnésium et du manganèse par spectrophotométrie d'absorption atomique , alors que la teneur en phosphore a été déterminée par la spectrophotométrie dans le visible . Nous avons procédé également à la comparaison des valeurs obtenues avec la composition minérale des coquilles des œufs de consommation .

I - Détermination des stades du développement embryonnaire :

Les modifications morphologiques visibles durant toute la période d'incubation (21 jours) et les évènements cruciaux du développement sont photographiés et commentés .

I-1- Matériel :

- Boîtes de pétri de 10 cm de diamètre
- Verres de montre de 5 cm de diamètre
- Lames
- Epingle
- Des seringues avec aiguilles
- Des lames de rasoir
- 1 Paire de ciseaux fins
- 1 Scalpel
- 1 Paire de pinces fines
- 1 Paire de pinces courbes
- 1 Pipette pasteur
- Une poire
- Appareil photo numérique (avec zoom)
- Une loupe binoculaire (grossissements de.... fois environ)
- Un stéréomicroscope
- De l'eau du robinet + l'eau distillée
- Pieds à coulisse
- Une règle métallique .
- Les colorants : GIEMSA , EOSINE , l'encre de chine (noir , rouge , et jaune) .

I-2- Méthodes :

Les œufs embryonnés préalablement nettoyés sur la surface grâce à un simple rinçage à l'eau distillée puis conservés à de basses températures dans le but de freiner leur développement normal qui peut avoir lieu au dessus de 21-22 °C .

Pour observer les évènements du développement embryonnaire , nous avons deux possibilités :

1- Observation in vivo (dans l'œuf) :

Nous avons procédé par l'ouverture d'une fenêtre dans la coquille (BAUTZ , 1981) :

- ❖ Placer l'œuf horizontalement pendant au moins une demi-journée , par conséquent l'embryon restera au pôle supérieur du jaune (fig : 30) .
- ❖ Tenir l'œuf verticalement puis percer à l'aide d'une épingle le gros bout de l'œuf (fig : 28)
- ❖ Tenir l'œuf verticalement , gros bout vers le bas et l'agiter doucement afin de décoller les membranes coquillières et de permettre à la chambre à air de venir se placer au-dessus de l'embryon lorsqu'on replace l'œuf à l'horizontale . (fig : 29)
- ❖ Attendre quelques secondes puis remettre l'œuf à l'horizontale
- ❖ Réaliser un petit trou à l'aide de l'épingle à l'endroit marqué préalablement pour permettre aux ciseaux de pénétrer sans trop casser la coquille .
- ❖ A l'aide d'une paire de pinces fines et sans trop les enfoncer pour ne pas léser l'embryon situé en-dessous , soulever la partie découpée .

Il est alors possible d'observer l'embryon à travers cette fenêtre (photo 1) .

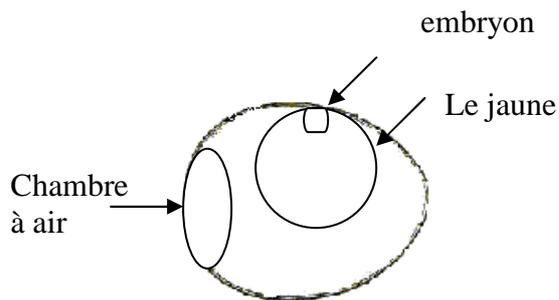


Fig 27 - Position du jaune , de la chambre à air et du germe



Fig 28 – Percer au gros bout en tenant l'œuf verticalement

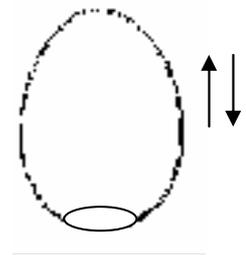


Fig 29 – Agiter verticalement l'œuf pour décoller les membranes

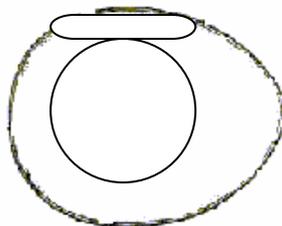


Fig 30 – Placer l'œuf horizontalement :
la chambre à air vient au-dessus
du jaune



Photo 1 : position de l'embryon sur le jaune
sous la coquille découpée

2 - Observation d'embryon in vitro (en dehors de la coquille) :

Cette technique permet d'isoler l'embryon du jaune (BAUTZ , 1981) :

➤ Jusqu'au 5^{eme} ou 6^{eme} jour d'incubation :

- ✓ Casser l'œuf en deux et récupérer le jaune entier dans une boîte de pétri
- ✓ Eliminer l'albumine visqueuse qui se trouve autour du jaune à l'aide d'une pipette
- ✓ Découper au ciseau fin les limites de l'embryon à la surface du jaune en faisant très attention surtout durant les deux premiers jours du développement ; pour éviter de ne pas rompre le jaune et par conséquent déchirer l'embryon
- ✓ À l'aide de pinces courbes , détacher la zone embryonnaire par de légers mouvements puis la transférer dans un verre de montre .
- ✓ Faire ensuite glisser la partie découpée dans une boîte de pétri contenant de l'eau .
- ✓ Rincer 4 à 5 fois avec de l'eau renouvelée , puis aspirer grâce à la pipette pour éliminer le reste du jaune .
- ✓ S'assurer que la membrane vitelline s'est bien détachée de l'embryon ; pour cela il faut agiter légèrement les embryons avec des pinces courbes dans une quantité d'eau suffisante pour immerger les embryons
- ✓ Etaler l'embryon dans l'eau de telle façon que les bords ne soient pas repliés
- ✓ Retirer l'eau ; l'embryon adhère alors sans faire de pli au fond de la boîte .

A ce stade , il est possible d'observer directement l'embryon à la loupe binoculaire sur fond noir ou au stéréomicroscope . Cependant , pour mieux le voir on peut le colorer avec un colorant vital (comme GIEMSA ou l'EOSINE) ou alors réaliser une coloration de contraste , en injectant de l'encre de chine sous l'embryon :

- ✓ Ajouter les colorants goutte à goutte , d'abord à la périphérie de la zone embryonnaire et éviter pour ceux de moins de 24 heures de ne pas laisser tomber de gouttes de colorant sur le blastoderme qui pourrait se déchirer . Pendant le même temps , incliner la boîte de pétri d'un côté et de l'autre pour que l'embryon glisse et ne reste pas collé au fond de la boîte
- ✓ Injecter les colorants à l'aide d'une seringue au-dessous du cercle limitant l'embryon ; ce dernier doit flotter dans le colorant .
- ✓ Laisser agir pendant cinq minutes à un quart d'heure environ , puisque le temps de coloration varie en fonction de la taille de l'embryon
- ✓ Rincer 3 à 4 fois à l'eau en agitant légèrement la boîte de pétri
- ✓ Etaler l'embryon dans l'eau , puis éliminer cette dernière .
- ✓ Prendre des photos en utilisant la loupe et l'appareil photo ou le stéréomicroscope .



Photo 2 : Embryon à 4 jours d'incubation à l'intérieur de l'œuf

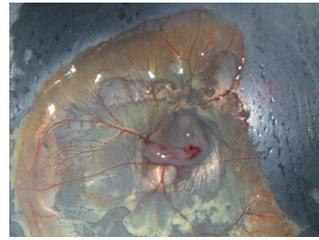


photo 3 : Embryon et son aire vasculaire dans une boîte de pétri , débarrassé du jaune d'œuf

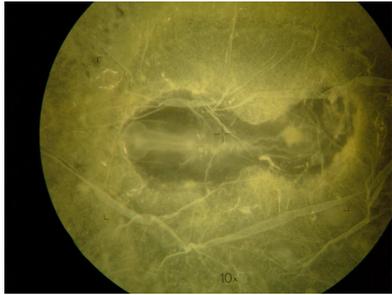


Photo 4 : Embryon à 1jour d'incubation avec la membrane vitelline

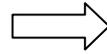


Photo 5 : Embryon à 1 jour d'incubation débarrassé de la membrane vitelline et coloré avec de l'encre de chine noire



Photo 6 : Embryon à 2 jours d'incubation coloré avec de l'EOSINE

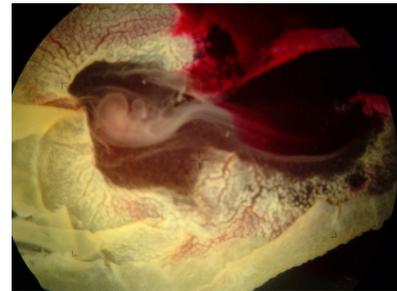


Photo 7 : Embryon au stade 2 jours d'incubation coloré avec de l'encre de chine rouge



Photo 8 : Embryon à 4 jours d'incubation photographié au stéréomicroscope

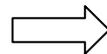


Photo 9 : Embryon à 4 jours d'incubation coloré avec GIEMSA et photographié au stéréomicroscope

➤ **A partir du 6^{ème} ou 7^{ème} jour d'incubation** : l'embryon est un peu plus âgé ,
donc un peu plus gros , ce qui nécessite les étapes suivantes :

- ✓ Ouvrir l'œuf dans une boîte de pétri et récupérer l'embryon et ses enveloppes
- ✓ Découper les annexes embryonnaires à l'aide d'un ciseau fin
- ✓ Prélever l'embryon et le placer dans une autre boîte de pétri
- ✓ Photographier les embryons en utilisant l'appareil photo doté d'un zoom ainsi que la loupe binoculaire .



Photo 10 : Embryon à 11 j
d'incubation



Photo 11 : Embryon et ses enveloppes
dans une boîte de pétri



Photo 12 : Embryon débarrassé
de ses enveloppes

II – Partie morphométrie :

II-1- Méthode :

Cette étude a porté sur 80 œufs embryonnés , de quatre tranches d'âge : 1 – 7 - 14 et 21^{ème} jours d'incubation , à raison de 20 œufs pour chaque tranche d'âge .

Nous avons tenu compte de 9 paramètres :

- 1) Le grand axe de l'œuf
- 2) Le petit axe de l'œuf
- 3) La grande longueur de l'embryon
- 4) Longueur du premier segment de l'aile (l'HUMERUS)
- 5) Longueur du deuxième segment de l'aile (RADIUS-ULNA)
- 6) Longueur du troisième segment de l'aile (CARPO-METACARPE)
- 7) Longueur du premier segment de la patte (FEMUR)
- 8) Longueur du deuxième segment de la patte (TIBIA-FIBULA)
- 9) Longueur du troisième segment de la patte (TARSO-METATARSE)

Méthode de mesure :

A) Les axes de l'œuf :

- ☞ Le grand axe de l'œuf : qui s'étend du gros bout au petit bout de l'œuf
- ☞ Le petit axe de l'œuf : est l'axe perpendiculaire au précédent . (fig 31)

Mesurés à l'aide d'un pied à coulisse .

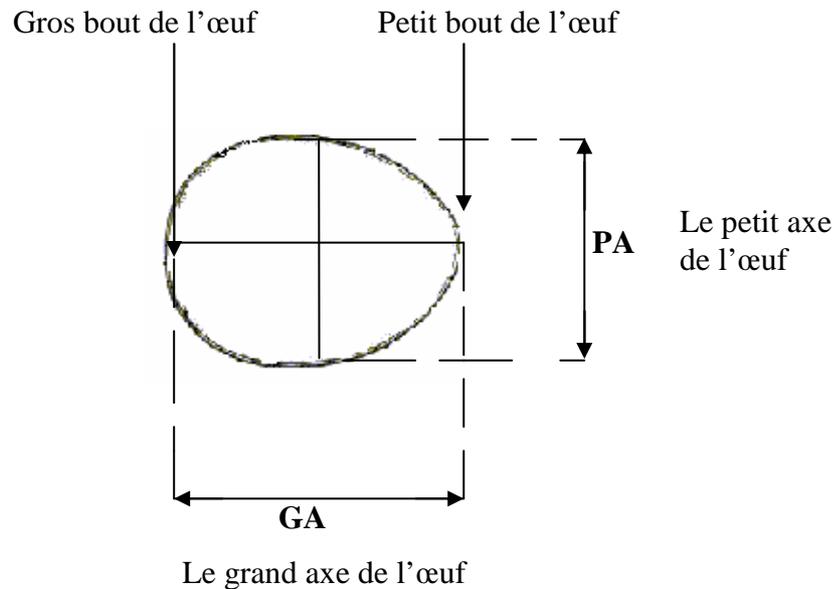
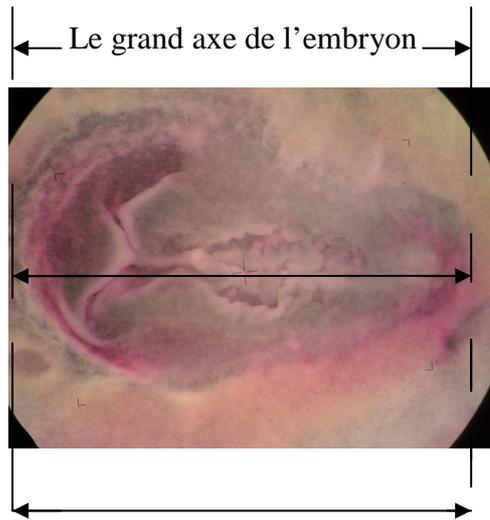


Fig . 31 – Les axes de l'œuf

B) La grande longueur de l'embryon :

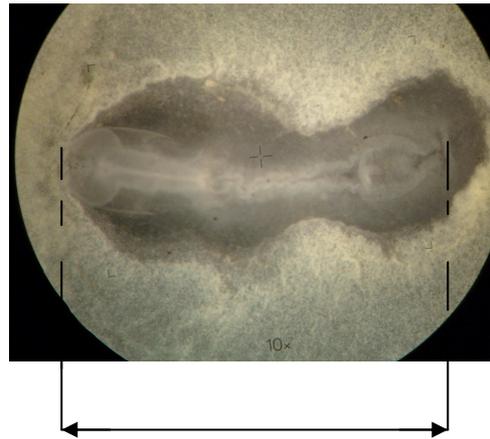
On s'intéresse dans cette partie à la mesure de la grande longueur des embryons âgés de : 1 – 7 – 14 - et 21 jours d'incubation , en utilisant une règle métallique pour les mesures :

- ✓ À un jour d'incubation : la grande longueur de l'embryon est mesurée selon le grand axe antéro-postérieur de l'embryon ; la grande longueur s'étend selon le stade de développement :
- ☞ De la limite antérieure , importante , entre l'aire pellucide et l'aire opaque , du blastodisque , en forme de raquette , à la limite postérieure , allongée et moins importante (durant la gastrulation)
- ☞ De l'extrémité antérieure céphalique (neuropore antérieur) en voie de développement jusqu'à l'extrémité postérieure de la ligne primitive en voie de disparition (au stade neurulation) .



GL
Grande Longueur de l'embryon

Photo 13 : embryon à un jour d'incubation
(durant la gastrulation)



GL
Grande Longueur de l'embryon

Photo 14 : embryon à un jour d'incubation
(au stade Neurulation)

✓ À sept , quatorze , et vingt-et-un jours d'incubation :

☞ La grande longueur s'étend , de l'extrémité antérieure de la tête de l'embryon , jusqu'à l'extrémité caudale (Photos : 15 – 16 – 17) .

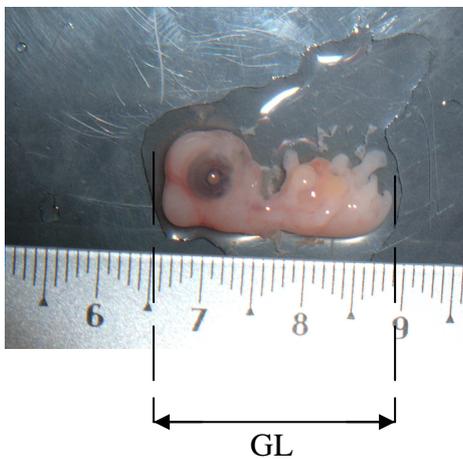


Photo 15 : Embryon à 7 jours d'incubation

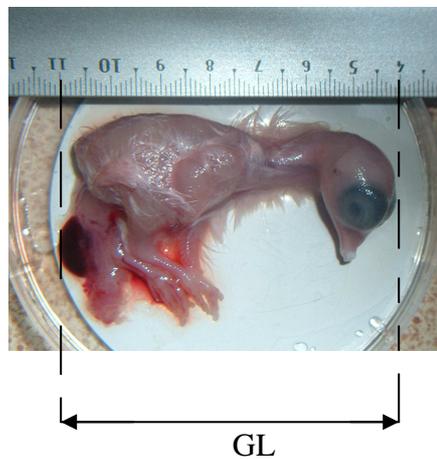


Photo 16 : Embryon à 14 jours d'incubation

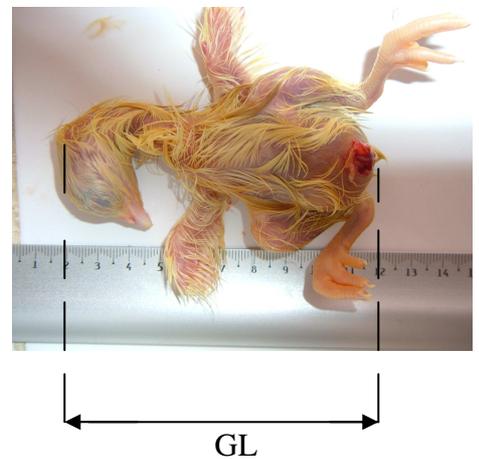


Photo 17 : Embryon à 21 jours d'incubation

C) Les segments de l'aile et du membre pelvien :

La Longueur maximale de : l'HUMERUS (LH) , RADIUS-ULNA (LRU) , CARPO-METACARPE (LCM) , FEMUR (LF) , TIBIA-FIBULA (LTF) , et du TARSO-METATARSE (LTM) , est mesurée selon le grand axe de chaque os

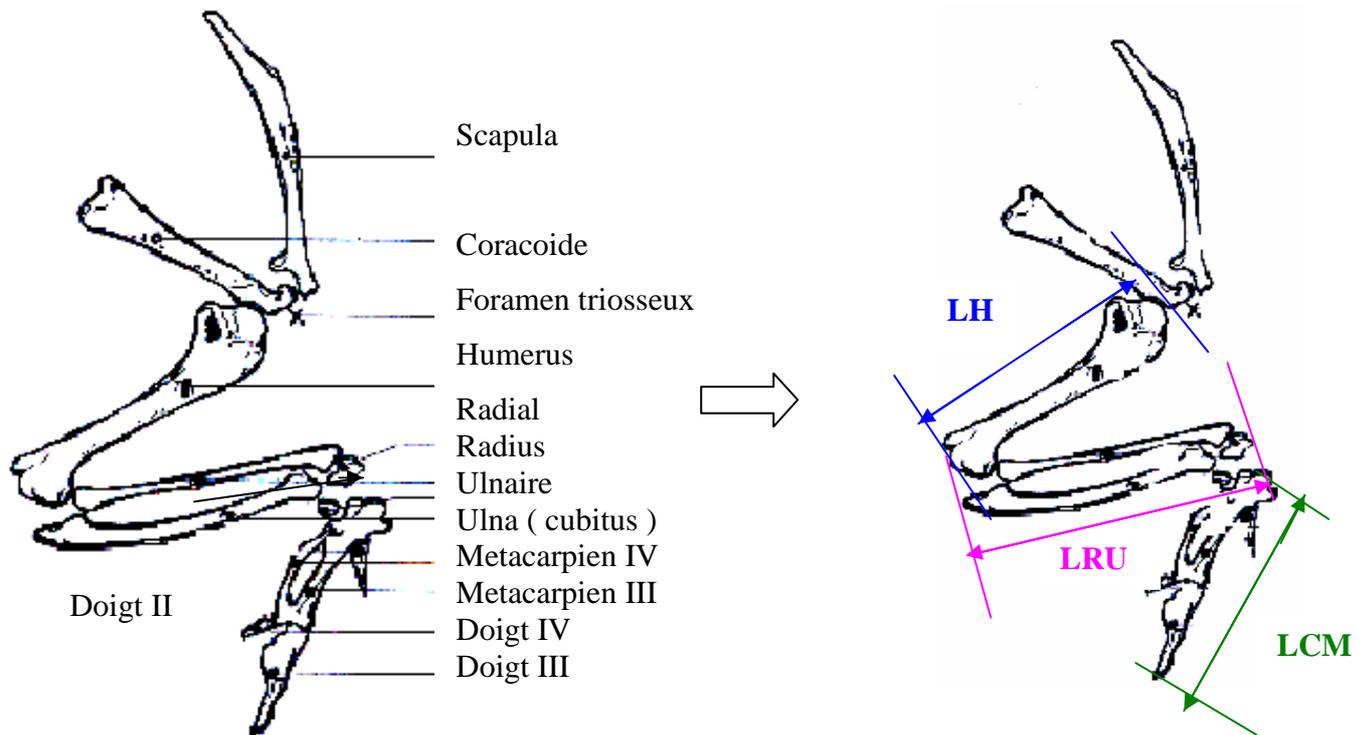


Fig . 32 - Squelette de l'aile

(BRESSOU , cité par BLIN , 1988)

LH : longueur de l'HUMERUS , LRU : longueur du RADIUS-ULNA ,

LCM : longueur du CARPO-METACARPE

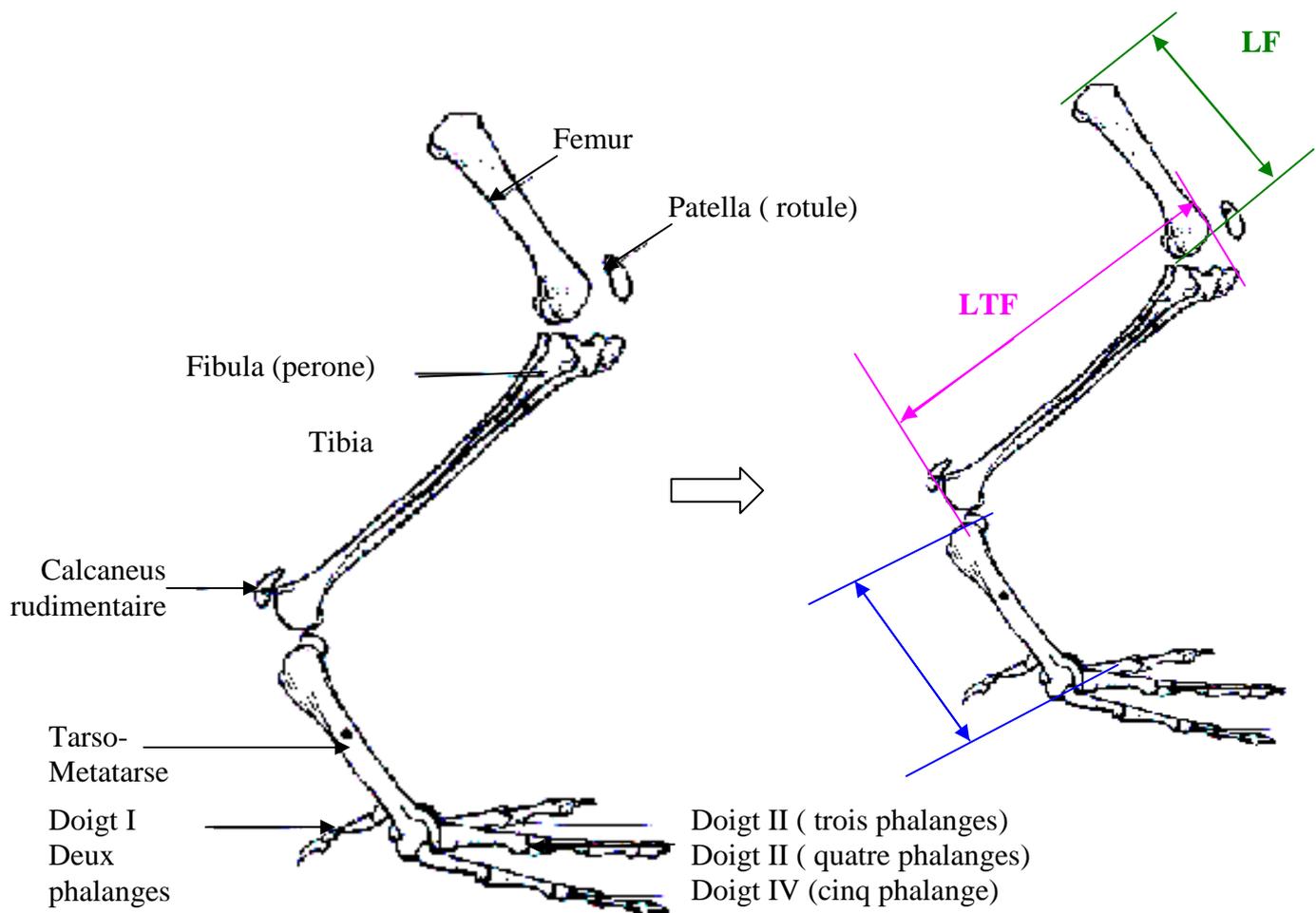


Fig . 33 – Squelette du membre pelvien
(BRESSOU , cité par BLIN , 1988)

LF : longueur du FEMUR , LTF : longueur du TIBIA-FIBULA ,
LTM : longueur du TARSO-METARTARSE

III – Partie dosage :

Pour le dosage des éléments minéraux de la coquille , nous avons récupéré celles de la partie morphométrique , donc 20 coquilles pour chaque tranche d'âge (1 – 7 – 14 et 21^{eme} jour) .

Nous nous sommes intéressés aux teneurs en : calcium , phosphore , magnésium et manganèse des coquilles des œufs embryonnés

Le dosage a été effectué au niveau du laboratoire ESPA , Université : ELHADJ-LAKHDAR , BATNA

III-1-Détermination des teneurs en éléments minéraux de la coquille des oeufs embryonnés :

La procédure de l'incinération et de l'attaque aux acides (Acide Nitrique) , est utilisée pour la détermination de quelques éléments minéraux dans la coquille d'œuf embryonné ., y compris le calcium , le phosphore , le magnésium et un oligo-élément : le manganèse .

La teneur en calcium , magnésium et en manganèse a été déterminée par spectrophotométrie d'absorption atomique , alors que le phosphore par la spectrophotométrie dans le visible .

III-1-1- Préparation de l'échantillon :

*** Principe :**

Les coquilles d'œufs préalablement ouvertes en deux sont récupérées pour la détermination des minéraux qui entrent dans leur composition . Elles sont lavées , séchées puis transformées en poudre prête à l'utilisation .

*** Méthode :**

Après ouverture des coquilles , lors de la récupération des embryons , les coquilles sont récupérées par ordre , bien nettoyées , débarrassées des membranes coquillières dans la face interne puis séchées à l'air libre pour durcir . Nos coquilles sont ensuite écrasées par le mortier ou par un broyeur pour obtenir une poudre fine , facile à conserver dans des flacons étiquetés pour chaque échantillon .

III-1-2- Le dosage du calcium , du magnésium et du manganèse :

Il s'effectue par spectrophotométrie d'absorption atomique .

*** Principe :**

L'échantillon est soumis à une attaque à l'acide Nitrique , après incinération , suivie d'une filtration et d'une dilution au 1 / 50 . Cette dernière sert de solution mère pour la mesure de ces trois minéraux par absorption atomique

*** Matériel :**

*** Réactif :**

- Acide nitrique diluer au 1 / 3 , à partir de l'acide nitrique pur , HNO_3 , sa densité est $(d) = 1.38$

*** Mode opératoire :**

Préparation de l'extrait pour le dosage du calcium , magnésium et manganèse :

- ✓ Peser 0.5g de chaque échantillon dans des creusets préalablement tarés
- ✓ Mettre dans le four à moufle à 450 C⁰ pendant 16 heures jusqu'à l'obtention des cendres grises
- ✓ Après refroidissement ajouter à chaque creuset 10 ml d'acide nitrique 1N
- ✓ Chauffer sur une plaque pendant 30 minutes
- ✓ Filtrer les cendres à travers le papier filtre dans des fioles de 50 ml
- ✓ Compléter le volume avec de l'eau distillée jusqu'au trait jaugé
- ✓ Conserver les extraits au réfrigérateur jusqu'au moment de l'analyse

Remarque :

L'incinération se fait par paliers successifs jusqu'à 450 °C (figure H) , dans le but d'éviter une calcination brutale des échantillons et qui provoquerait des pertes . Pour cela , on laisse l'échantillon à l'intérieur du four pendant 1 heure à 100 °C , 1 heure à 200 °C , 1 heure à 300 °C et 16 heures à 450 °C .

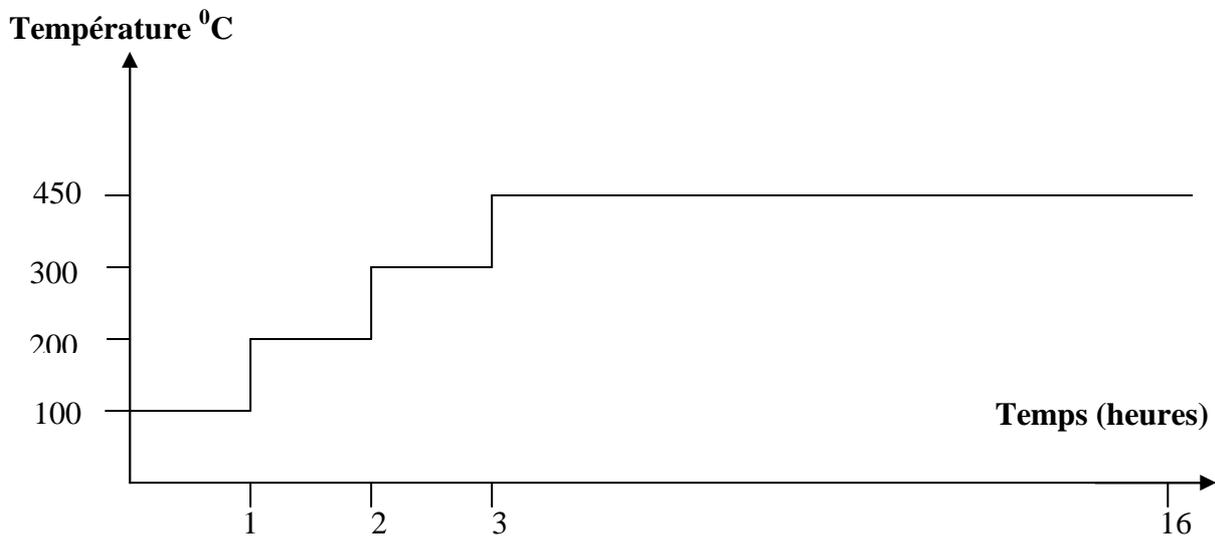


Fig 34 : Programme de la température du four à moufle

* Méthode d'analyse :

❖ Préparer pour chaque élément à doser , une solution mère 1g / l , à partir des sels minéraux :
 $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ pour le calcium ; $\text{MgCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ pour le magnésium et $\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ pour le manganèse .

Pour l'obtention des solutions étalons :

❖ Diluer la solution mère pour atteindre une concentration de 10 mg / l (dite solution intermédiaire) .

❖ À partir de la solution intermédiaire , préparer les solutions étalons propres à chaque élément :
(0.1- 0.5 – 1 – 2) mg / l pour le calcium ; (0.1 – 0.5 – 1) mg / l pour le magnésium ; (0.1 – 0.2 – 0.5) mg / l pour le manganèse (voir annexe C)

❖ Passer les solutions étalons par ordre croissant de concentration dans le spectrophotomètre d'absorption atomique

Les absorbances correspondant aux différentes solutions filles (étalons) analysées sont mémorisées par l'ordinateur pour tracer la courbe d'étalonnage .

❖ Passer en suite les extraits par ordre puis noter les absorbances relatives à chaque échantillon

Remarque :

Pour les absorbances du magnésium et du manganèse , les extraits préparés précédemment , donnent des valeurs comprises dans la zone linéaire de la droite d'étalonnage entre :
(0.1 – 1) mg / l pour le magnésium et (0.1 – 0.5) mg / l pour le manganèse .

Pour le dosage du calcium , les extraits ont été dilués au 1/500 puis au 1/5 pour que les absorbances affichées par l'appareil soient dans la zone linéaire de la courbe d'absorbance comprises entre (0.1–2) mg / l .

Si la gamme d'étalonnage ne produit pas une courbe suffisamment linéaire , il est impératif de la refaire en modifiant le facteur de dilution .

• Expression des résultats :

Les concentrations des éléments minéraux sont calculées en prenant en compte : les absorbances , la pente , la prise d'essai , le volume de dilution et le facteur de dilution s'il existe

*** Mode de calcul :**

- La concentration en Ca dans chaque échantillon est égale à :

$$\text{La concentration lue (C)} = \frac{\text{Absorbance}}{\text{Pente}}$$

$$(C_{ca}) = \frac{(C) \times 50 \times VD}{\text{Prise d'essai .}}$$

(C ca) : La concentration calculée du Calcium (Ca)

50 : Le volume de dilution initial .

VD : Le volume de dilution .

Prise d'essai : pour notre cas elle est de 0.5g pour tous les échantillons .

- La concentration en Mg et en Mn dans chaque échantillon est égale à :

$$\text{La concentration lue (C)} = \frac{\text{Absorbance}}{\text{Pente}}$$

$$(C_{Mg}) = \frac{(C) \times 50}{\text{Prise d'essai .}} \quad ; \quad (C_{Mn}) = \frac{(C) \times 50}{\text{Prise d'essai .}}$$

(C_{Mg}) : La concentration calculée du magnésium (Mg) .

(C_{Mn}) : La concentration calculée du manganèse (Mn) .

50 : Le volume de dilution initial .

Prise d'essai : pour notre cas elle est de 0.5g pour tous les échantillons .

III-1-3- Le dosage du phosphore :

Il s'effectue par spectrophotométrie dans le visible à 430 nm après incinération, attaque par l'acide nitrique de l'échantillon , et son traitement au réactif Nitrovanadomolybdate .

*** Matériel :**

*** Réactifs :**

- Acide nitrique 1N (une fois normale) .
- Acide nitrique dilué à 1/3
- Le molybdate d'ammonium (NH_4)₆Mo₇O₂₄.
- Le vanadate d'ammonium.
- Nitrovanadomolybdate
- Di-hydrogène-phosphate de potassium (KH_2PO_4)

*** Mode opératoire :**

pour le dosage du phosphore , nous avons utilisé les mêmes extraits préparés précédemment pour le dosage du calcium , du magnésium et du manganèse .

*** Préparation des réactifs :**

☞ **La solution de molybdate d'ammonium à 5 % :** est préparée comme suit :

Dissoudre 50g de molybdate d'ammonium dans 500 ml d'eau distillée , chauffée à 50 C⁰ , transférer le contenu dans une fiole à 1litre et compléter avec l'eau distillée jusqu'au trait de jauge .

☞ **La solution du vanadate d'ammonium à 0.25 % :**

Dissoudre 205g de vanadate d'ammonium dans 500 ml d'eau distillée bouillie , laisser le mélange refroidir et ajouter 20 ml d'acide nitrique dilué à 1/3 , puis compléter avec l'eau distillée jusqu'au trait de jauge (1000 ml)

☞ **Préparation de la solution mère du phosphore :**

Dissoudre 2.1965g de KH_2PO_4 , dans un litre d'eau distillée et préparer une série de dilutions standard : 0 – 5 – 15 – 25 et 35 .

Pipeter 5 ml de chaque solution standard dans une fiole de 50 ml , ajouter dans chaque fiole 10 ml du réactif nitrovanadomolybdate sauf le blanc (0) et compléter le volume avec l'eau distillée .

Pour nos échantillons nous pipetons 5 ml de chaque extrait dans les fioles de 50 ml , en ajoutant aussi 10 ml du réactif et le reste du volume avec l'eau distillée

Laissez le tout reposer une heure et après préparer le spectrophotomètre pour les analyser .

*** Méthode d'analyse :**

- ✓ Allumer le spectrophotomètre et le laisser faire son check-up (autodiagnostique)
- ✓ Introduire la longueur d'onde correspondant au phosphore : 430 nm
- ✓ Appuyer sur l'auto zéro après placer le blanc et appuyer sur l'auto zéro
- ✓ Les étalons sont classés et lus par ordre croissant de concentration et en notant ainsi leurs absorbances
- ✓ Passer tous les échantillons , par ordre , et noter leurs absorbances .

*** Méthode de calcul :**

A partir des absorbances des étalons , nous traçons une courbe d'étalonnage avec une pente et un coefficient de corrélation

La concentration en P dans chaque échantillon est égale à :

$$\text{La concentration lue (C)} = \frac{\text{Absorbance}}{\text{Pente}}$$

$$(C_p) = \frac{(C) \times 50}{\text{Prise d'essai .}}$$

(C_p) : La concentration calculée du phosphore (p)

50 : Le volume de dilution

Prise d'essai : 0.5 g

IV - Traitement statistique des résultats :

L'interprétation par une simple observation des résultats obtenus est insuffisante , vu la masse des données recueillies . pour cela nous avons eu recours à l'analyse en composante principale (A.C.P) à l'aide du logiciel STATITCF (voir ANNEXE B) .

Dans les tableaux (09 - 20) , illustrés sous forme d’histogrammes ; les résultats ont été résumés selon des paramètres descriptifs qui permettent de mieux les exprimer

- $\overline{M} \pm \sigma$: moyenne \pm écart-type
- CV : coefficient de variation ; calculé surtout dans le but de vérifier la précision de l’expérimentation .
- [Min - Max] : valeurs minimales – valeurs maximales de la série

Dans les tableaux (10 - 16) , le taux de croissance de la grande longueur de l’embryon ainsi que celui des trois segments de l’aile et du membre pelvien , sont calculés grâce à l’équation suivante :

$$\text{Taux de croissance (\%)} = \frac{L_2(S_2) - L_1(S_1)}{L_1(S_1)} (\%)$$

L : longueur

S : stade de développement

Les longueurs ($L_1 - L_2 - L_3 - L_4$) propres à chaque segment ont été mesurées aux stades

($S_1 - S_2 - S_3 - S_4$) qui correspondent respectivement à (j1 - j7 - j14 - j21) du développement .

Dans le but de rechercher une éventuelle relation de dépendance , entre le stade de développement et l’évolution en longueur , de l’embryon , ainsi que les segments constituant l’aile et le membre pelvien , d’une part , et la teneur moyenne en minéraux des coquilles des œufs embryonnés d’une autre part , on a calculé pour les quatre stades étudiés , le coefficient de corrélation r , puis on a déterminé la valeur de P , moyennant le test de conformité d’un coefficient de corrélation (voir ANNEXE D) .

Les signes * indique la comparaison des moyennes entre les différents stades de développement

* : $p < 0.05$; ** : $p < 0.01$; *** : $p < 0.001$. ils sont utilisés dans le cas des différences significatives .

NS : non significative .



RESULTATS ET DISCUSSION

RESULTATS ET DISCUSSION

Nous avons pu observer les différentes modifications morphologiques au cours du développement embryonnaire du poulet et qui est estimé à 21 jours . A la fin de chaque jour d'incubation , des photos d'embryons sont prises et commentées

I – Détermination des stades du développement embryonnaire :

A partir des illustrations photographiques d'embryons, prises à la fin de chaque jour d'incubation , on a pu déterminé certains stades du développement embryonnaire correspondant à l'apparition de caractères morphologiques précis tel que :

- Le stade blastula secondaire représenté sur la photo 18 qui marque la fin de la segmentation et qui a eu lieu dans l'oviducte de la poule avant la ponte .
- Le stade gastrula (photo 19) au cours duquel on a pu constater l'apparition de la ligne primitive ainsi que le prolongement céphalique , l'ébauche de la corde et l'axe du futur embryon .
- La mise en place du cerveau dont les étapes de formation constituent les stades de la neurulation (photos : 20 à 24) ; des somites (photos : 21 – 22) ; du cœur et du système circulatoire embryonnaire et extra-embryonnaire (photos : 22 – 23 - 24 et 27) ; de l'intestin antérieur (photo : 20) ; des membres antérieurs et postérieurs (photos : 26 – 28 et 29) .
- ✓ La manifestation de certaines caractéristiques aviaires tels le développement initialement disproportionné des vésicules optiques primaires sous forme de deux fortes évaginations latérales au niveau du prosencéphale (photos : 22) ou la différenciation morphologique des membres antérieurs et postérieurs (photos : 26 jusqu'à 32) .
- ✓ Parallèlement à la formation de l'embryon , on a assisté à la mise en place des annexes embryonnaires (photos : 27 – 28 – 29 – 30 et 32)
- ✓ La croissance embryonnaire où l'on a pu observer nos embryons prenant de l'ampleur jour après jour à la place du blanc et du jaune d'œuf qui disparaissent petit à petit .

I-1-Evènements observés à différents stades du développement embryonnaire :

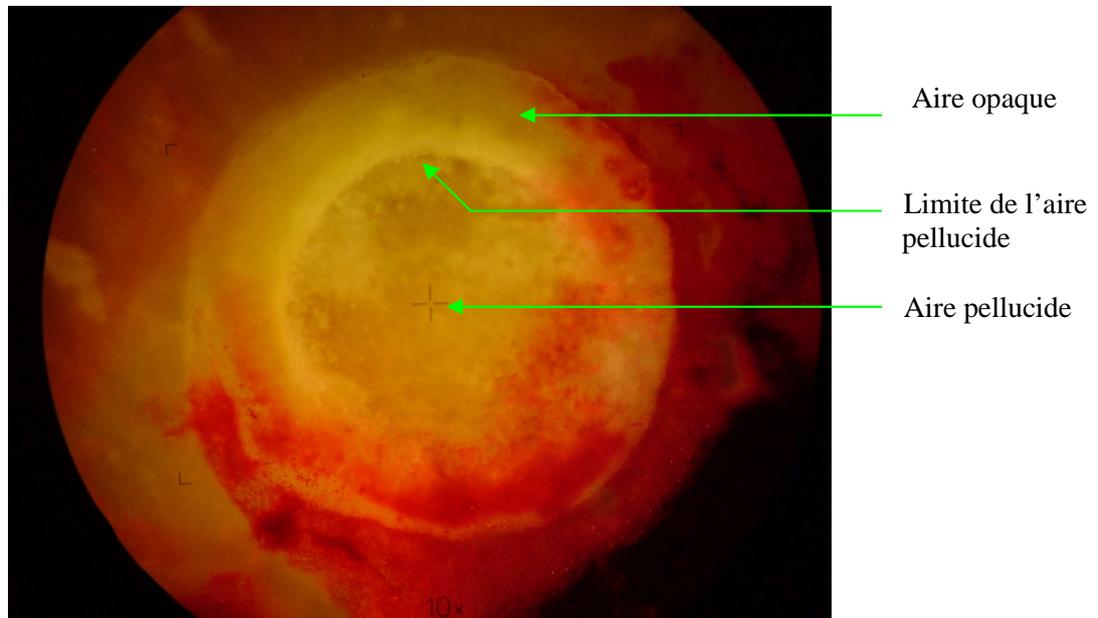


Photo : 18 – Embryon à deux heures d'incubation

Initialement , on observe dans cette première photographie d'un embryon , récupéré après seulement deux heures d'incubation : un blastodisque avec deux zones concentriques visibles à l'œil nu :

- ↪ L'aire pellucide ou région claire centrale
- ↪ L'aire opaque ou région foncée périphérique

- C'est le stade blastula secondaire

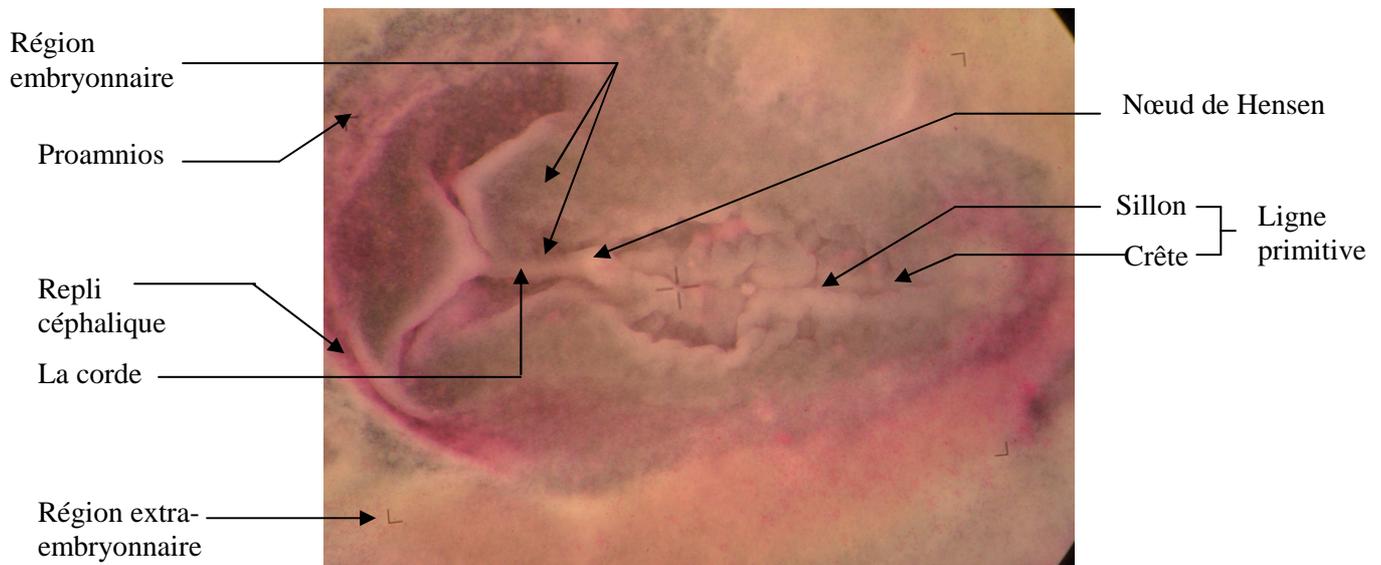


Photo : 19 – Embryon à un jour d’incubation

D’après les modifications visibles on assiste dans ce stade qui représente la gastrulation à :

- ↪ L’étallement du blastodisque sur le vitellus
 - ↪ Une élongation générale du germe qui acquiert une forme en raclette avec un renflement marqué de la région antérieure comparativement à la région postérieure
 - ↪ Une ligne centrale sombre bien visible : c’est la ligne primitive déprimée en gouttière ,
 - ↪ La ligne primitive se termine au centre par une dépression cônique en forme d’entonnoir c’est : le nœud de Hensen .
 - ↪ En avant du nœud de Hensen s’observe la corde
 - ↪ Les bords des bourrelets neuraux écartés , mais en voie de convergence limitent la corde de part et d’autre .
 - ↪ Le repli céphalique bien marqué dans la région antérieure renflée du blastodisque , à l’origine de la corde .
 - ↪ En avant du pli céphalique une zone plus claire : c’est le proamonios
- C’est le début de la neurulation

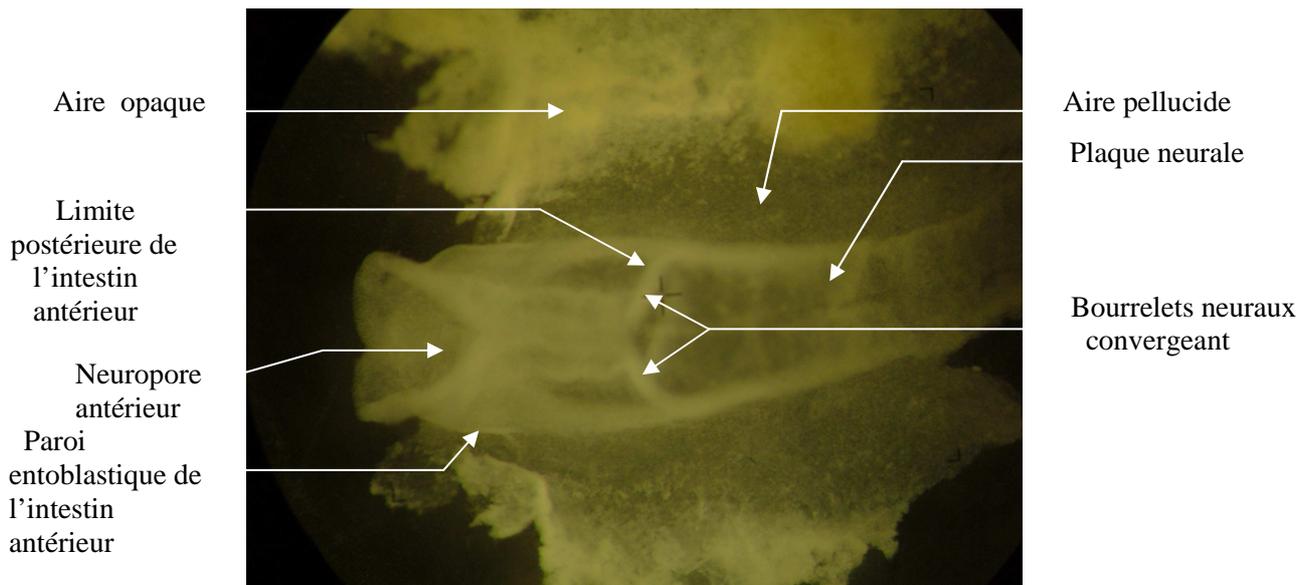


Photo : 20 – Embryon à un jour d'incubation

La neurulation caractérise cette étape qui montre :

- ↪ La région antérieure de l'embryon commence à se détacher du vitellus.
- ↪ La plaque neurale qui est bien claire sur cette photographie commence à se soulever latéralement en deux bourrelets neuraux qui se sont joints antérieurement au niveau du futur cerveau moyen fermant cette partie de la gouttière neurale en un court tube neural conçu comme suit :
 - Une région antérieure courte , largement ouverte par le neuropore antérieur qui correspond au futur cerveau antérieur : le prosencéphale .
 - Une région postérieure largement ouverte , qui correspond au futur cerveau postérieur ou rhombencéphale et à la future moelle épinière où les bourrelets neuraux sont parallèles et largement séparés .
- ↪ L'intestin antérieur apparaît avec sa limite postérieure arquée et située à peu près au milieu du tube neural .

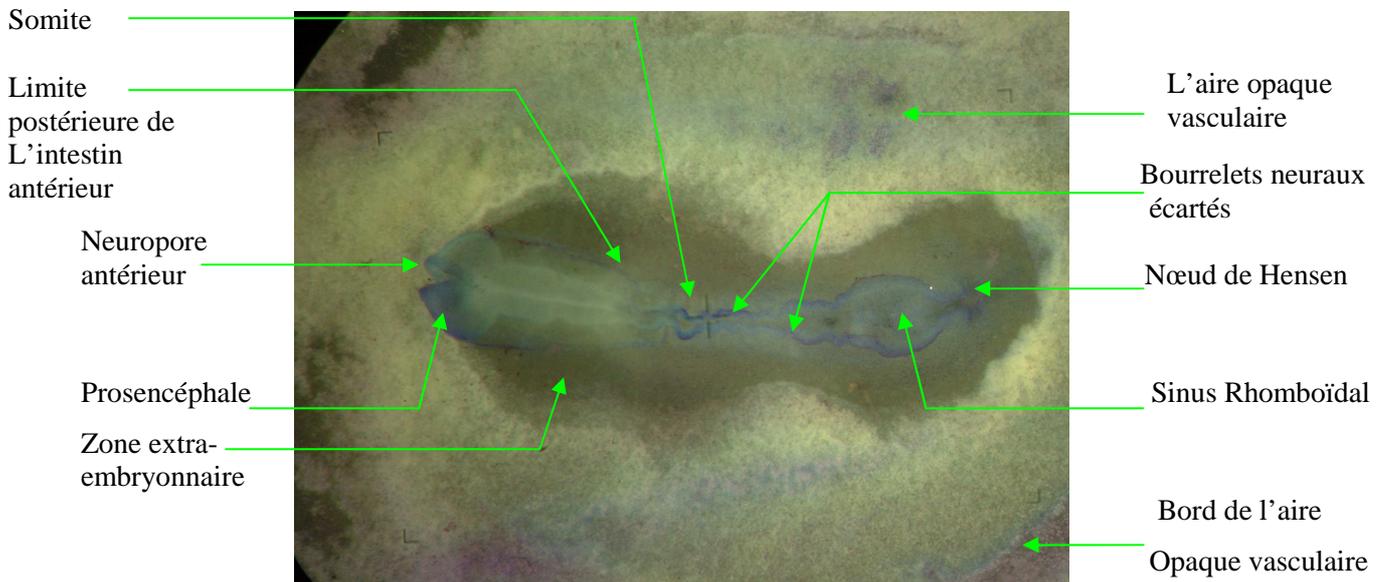


Photo : 21 – Embryon à un jour d'incubation

L'aire opaque et l'aire pellucide sont bien distinctes sur cette photographie : la neurulation se poursuit et on peut observer :

- ↪ L'allongement de l'embryon
- ↪ La région céphalique continue de se soulever au-dessus du proamnios
- ↪ Le neuropore antérieur limité par les deux renflements latéraux qui représentent le futur prosencéphale ou cerveau moyen .
- ↪ La fusion des bourrelets neuraux se poursuit vers l'avant ainsi que plus lentement vers l'arrière
- ↪ L'apparition de somites au milieu de l'embryon
- ↪ Les bords des bourrelets neuraux écartés mais en voie de convergence .
- ↪ A l'extrémité postérieure , les bourrelets neuraux sont écartés et enserrant de façon lâche la ligne primitive en cours de régression . Cette zone constitue le sinus rhomboïdal , suivi par une zone plus foncée : c'est le nœud de Hensen

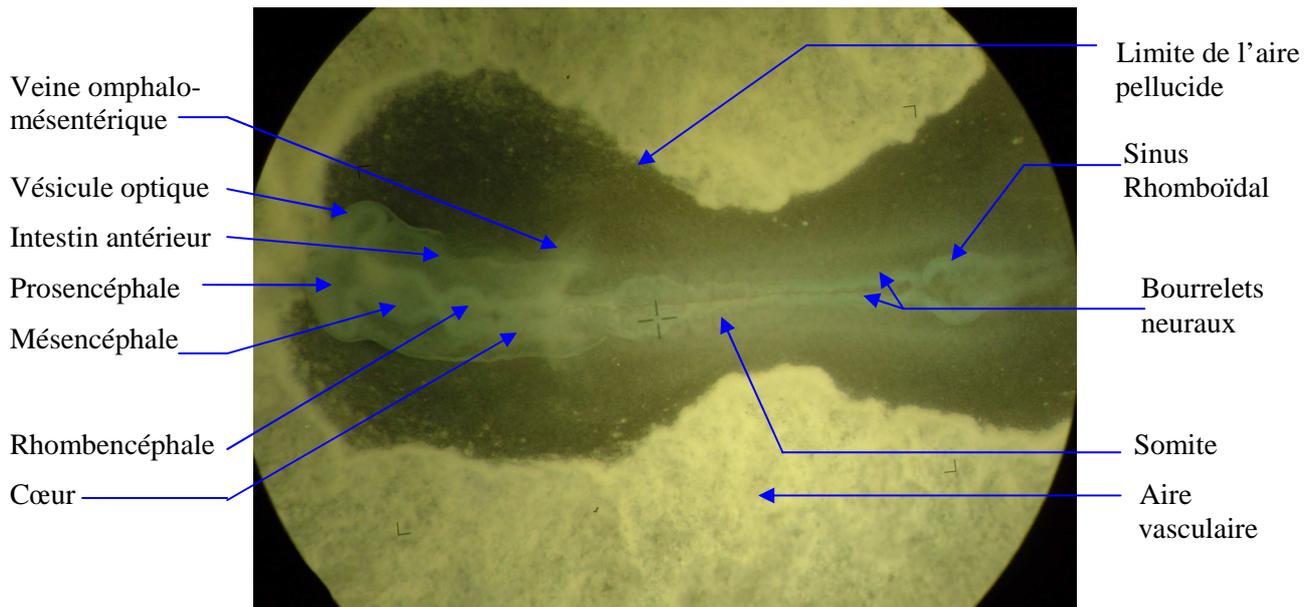


Photo : 22 – Embryon à deux jours d'incubation

Ce stade est le dernier à présenter une disposition symétrique de l'embryon . La limite entre l'aire opaque et l'aire pellucide est toujours distincte . Par rapport au stade précédent , les modifications

les plus importantes intéressent la région céphalique :

- Trois vésicules cérébrales nettement individualisées :
 - Le prosencéphale qui présente deux fortes évaginations latérales : vésicules optiques primaires
 - Le méscéphale ou cerveau moyen
 - Le rhombencéphale ou cerveau postérieur qui se poursuit , sans démarcation , par la moelle épinière

Nous pouvons également remarquer :

- Le sinus rhomboïdal plus rétrécis
- Un peu plus bas et latéralement au tube nerveux s'observent deux zones plus compactes : ce sont les veines omphalo-mésentériques
- Le cœur est situé sous l'intestin antérieur au niveau du rhombencéphale
- L'intestin antérieur très clair dont les limites s'étendent du prosencéphale jusqu'aux veines omphalo-mésentériques .

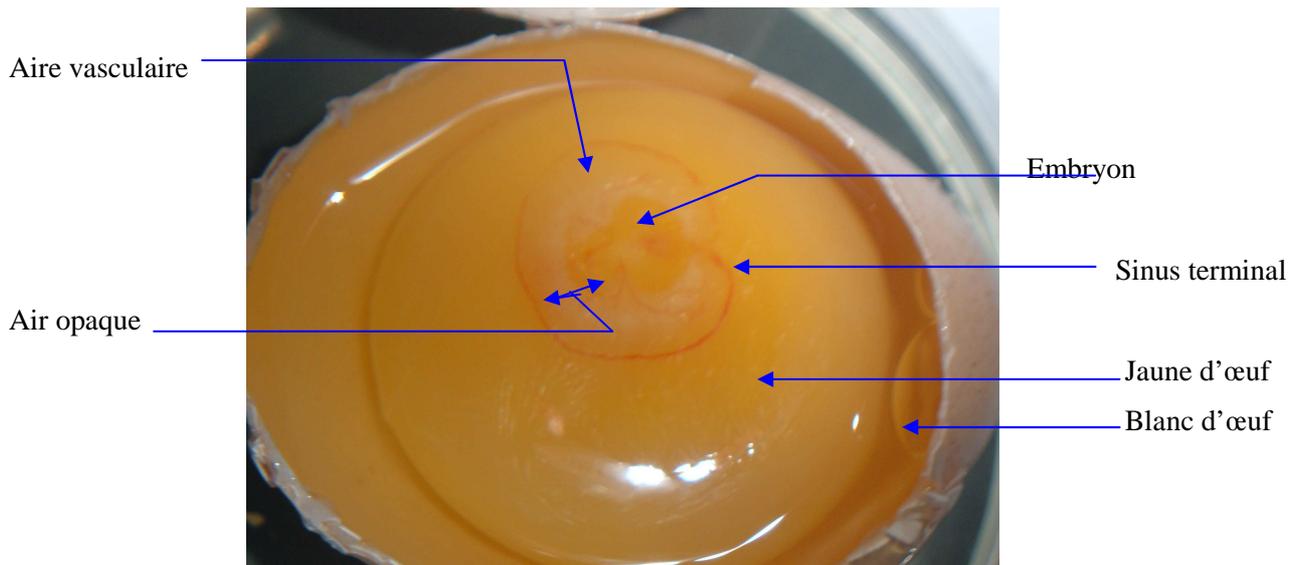


Photo : 23 – Embryon à deux jours d'incubation à la face supérieure du jaune

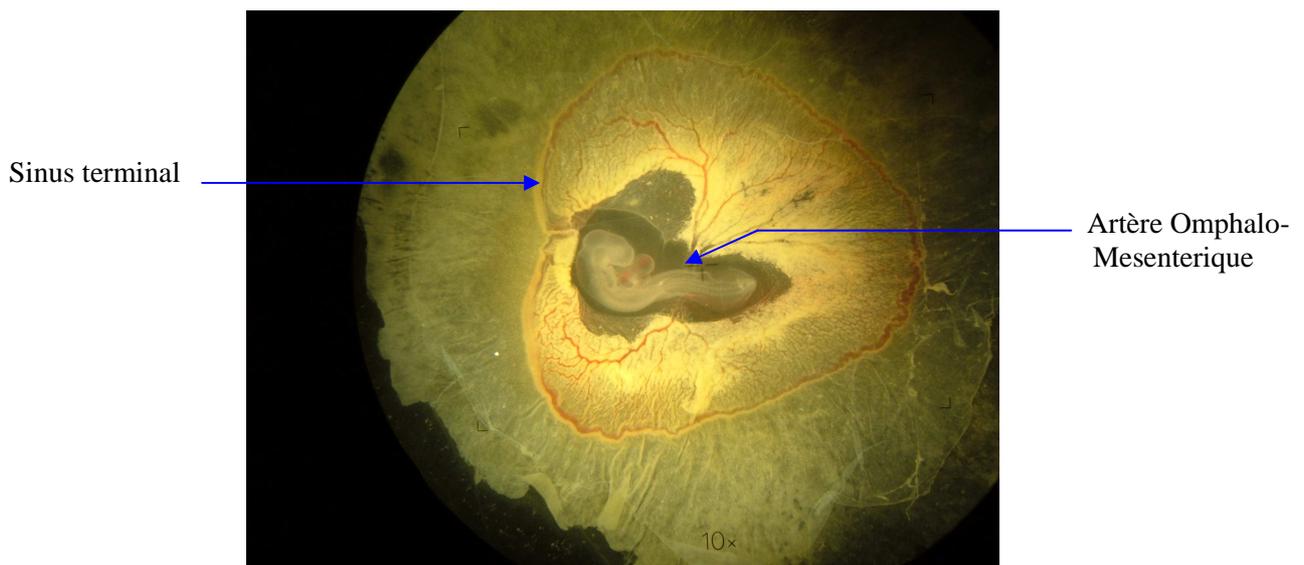


Photo : 24 – Embryon à deux jours d'incubation

On observe clairement l'aire vasculaire extra-embryonnaire en forme de fer à cheval limité par le sinus terminal . Les vaisseaux sanguins gagnent la zone extra-embryonnaire très claire et bien limitée ; les artères omphalo-mésentériques se partageant en de nombreuses artères vitellines

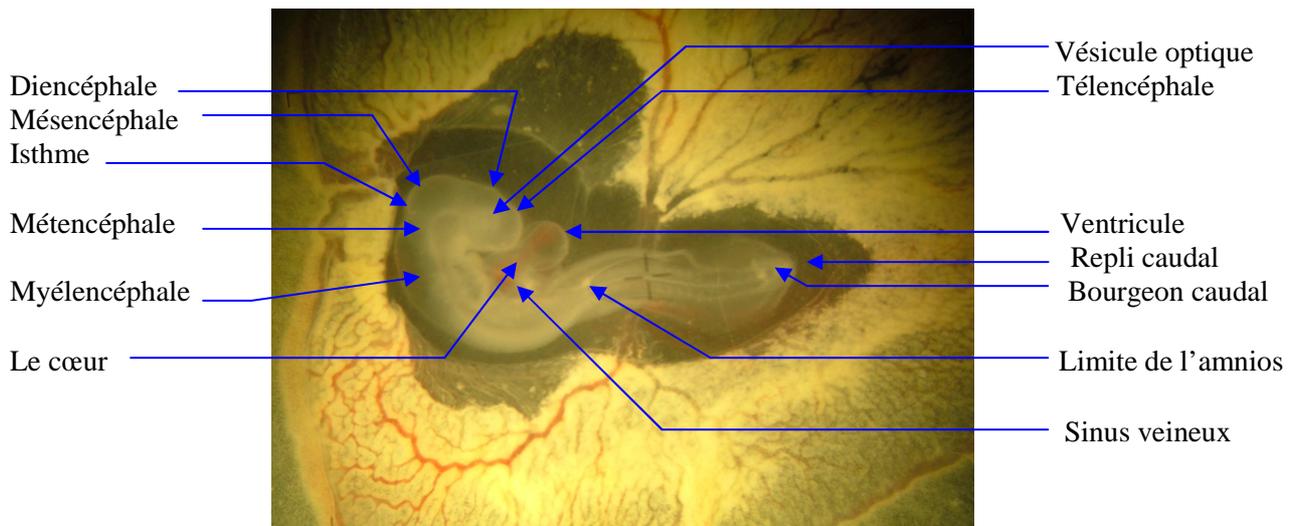


Photo : 25 – Embryon à deux jours d'incubation

L'embryon a perdu sa disposition symétrique , par suite d'un double processus de torsion et de flexion de la région antérieure du corps (tête et cou) :

- La torsion fait reposer le côté gauche de la tête sur le vitellus , la tête et une partie du cou sont vues de profil droit
- La flexion de l'axe antéro-postérieure de l'embryon se fait à trois niveaux qui sont respectivement d'arrière en avant :
 - * Une flexion dorsale dans la région cervicale inférieure
 - * Une première flexion ventrale qui ramène l'axe du corps dans sa direction primitive
 - * Une deuxième flexion ventrale très importante au niveau du mésencéphale.
- Le cerveau a augmenté de volume et les cinq vésicules cérébrales se sont mises en place :
Le Télencéphale , en face et en avant de l'œil , suivi vers l'arrière par le Diencéphale , puis le Mésencéphale ensuite s'observe une petite dépression : l'isthme , juste derrière s'observe le Métencéphale et un tout petit peu plus bas on observe le Myélocéphale .
- Le cristallin à l'intérieur de la vésicule optique bien marquée
- Le cœur est bien visible à ce stade avec le ventricule qui apparaît en un renflement en avant du Télencéphale , et le sinus veineux en arrière et en bas .
- La limite de l'amnios est bien marquée au dessus des artères omphalo-mésentériques
- Quelques paires de somites s'observent dans la région inférieure latéralement au tube neural se terminant par le bourgeon caudal représenté par la petite tâche blanche dense , entouré par le repli amniotique caudal .
- Le bourgeon caudal se développant à partir des vestiges de la ligne primitive

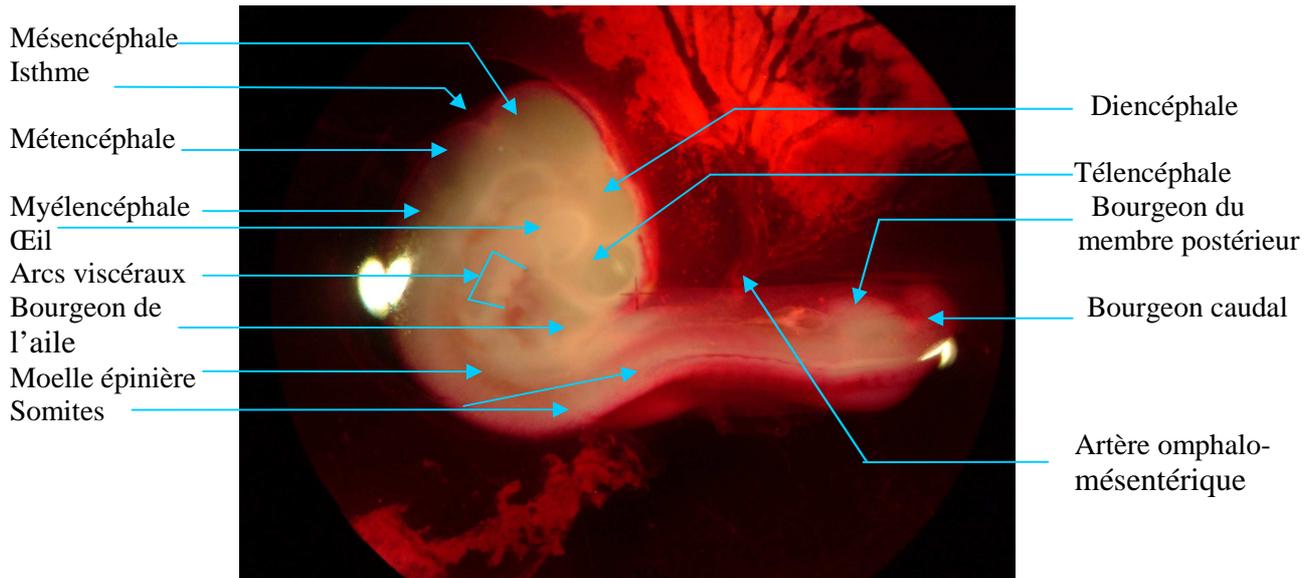


Photo : 26 – Embryon à trois jours d'incubation

Les principales modifications de la forme du corps au cours du troisième jour sont liées :

- ↪ Au développement important de l'encéphale par rapport à la moelle épinière puisqu'il s'étend sensiblement sur la même longueur suite à sa différenciation
- ↪ Au soulèvement progressif de l'embryon par rapport au vitellus
- ↪ A l'accentuation de la torsion et de la flexion de la tête
- ↪ Les bourgeons des pattes et des ailes sont visibles .

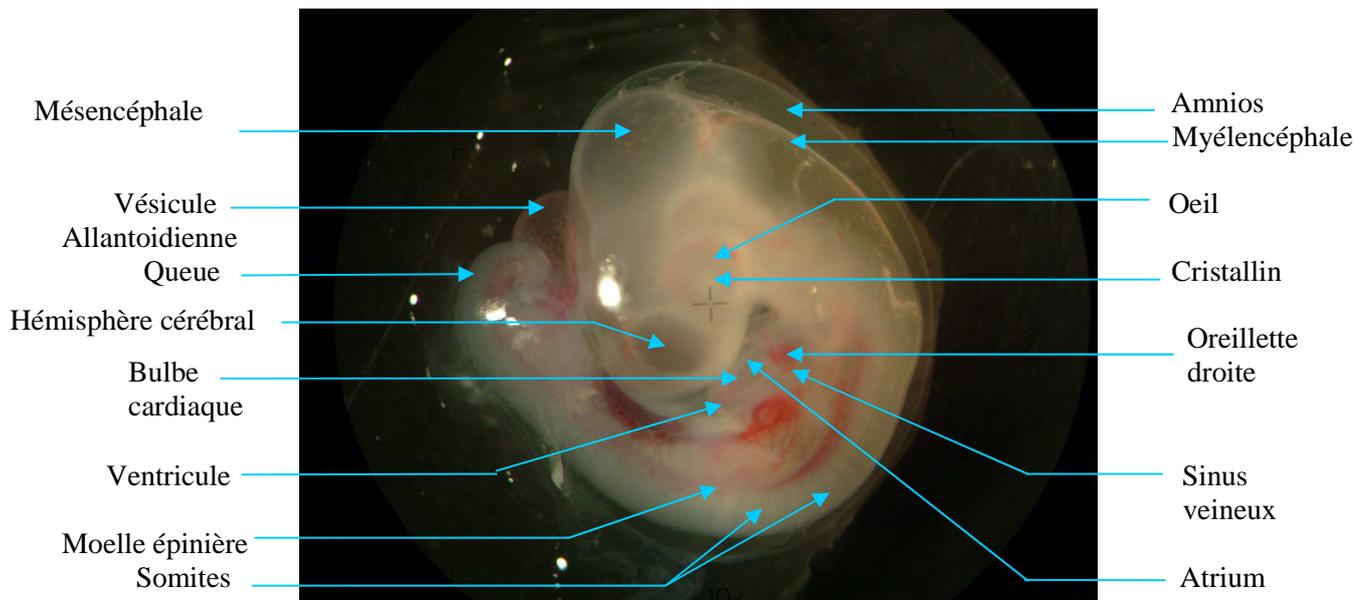
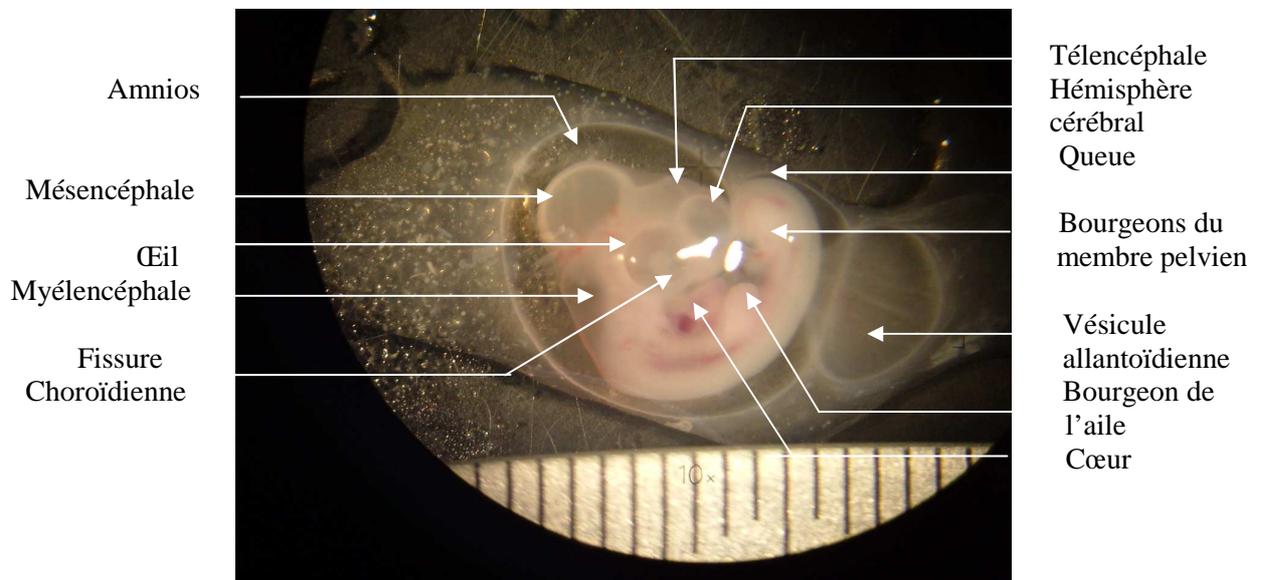
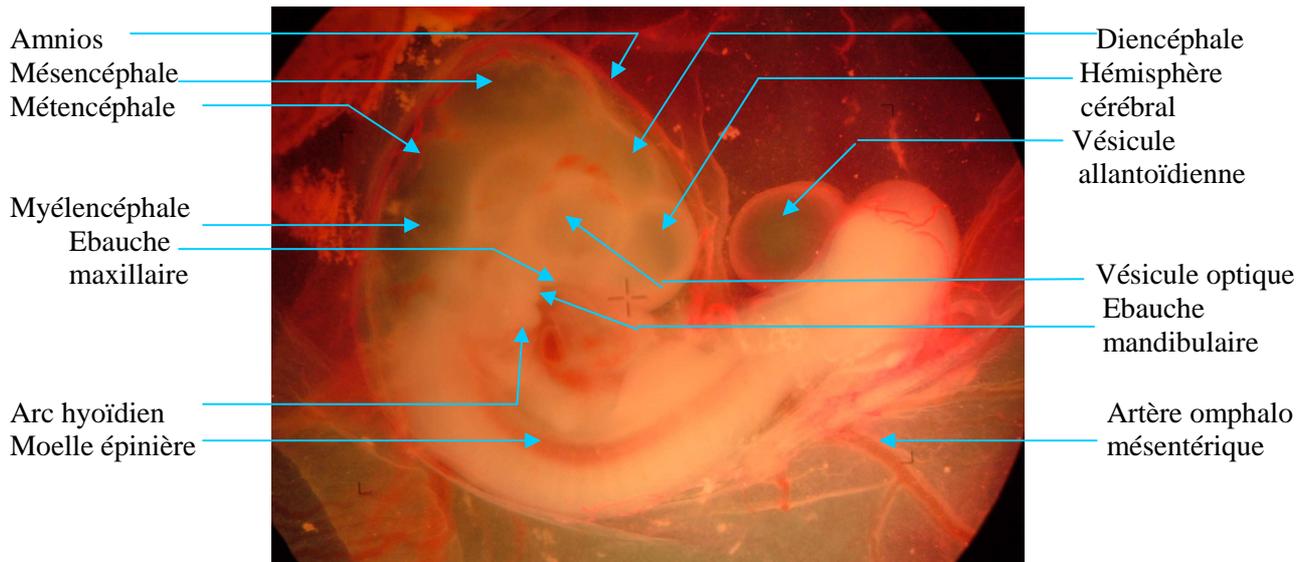


Photo : 27 – Embryon à trois jours d'incubation

On constate sur cette photographie que :

- ↪ La flexion cervicale est totale
- ↪ L'embryon est entouré d'amnios et l'allantoïde s'observe en une petite vésicule
- ↪ Le début de pigmentation de l'œil
- ↪ Le cœur précédemment situé au niveau du rhombencephale s'est déplacé vers l'arrière au niveau de la région cervicale par suite de l'accentuation de la flexion de la tête ; ses quatre parties sont plus nettement individualisées :
 - ✓ Sinus veineux postérieur et dorsal
 - ✓ Atrium antérieur et dorsal
 - ✓ Ventricule postérieur et ventral
 - ✓ Bulbe cardiaque antérieur et ventral .

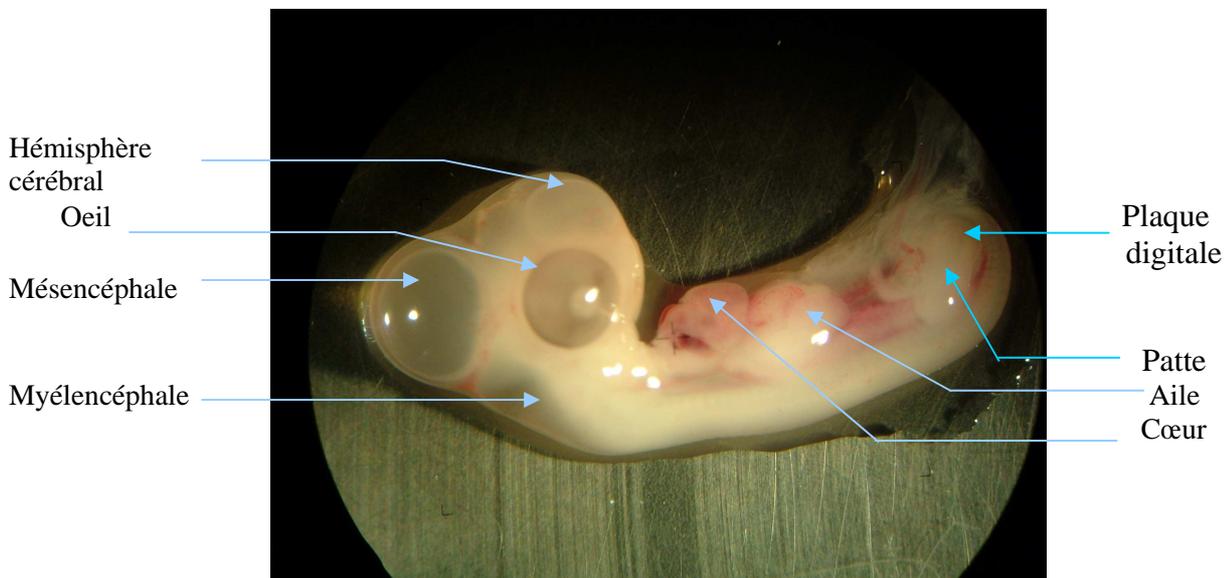
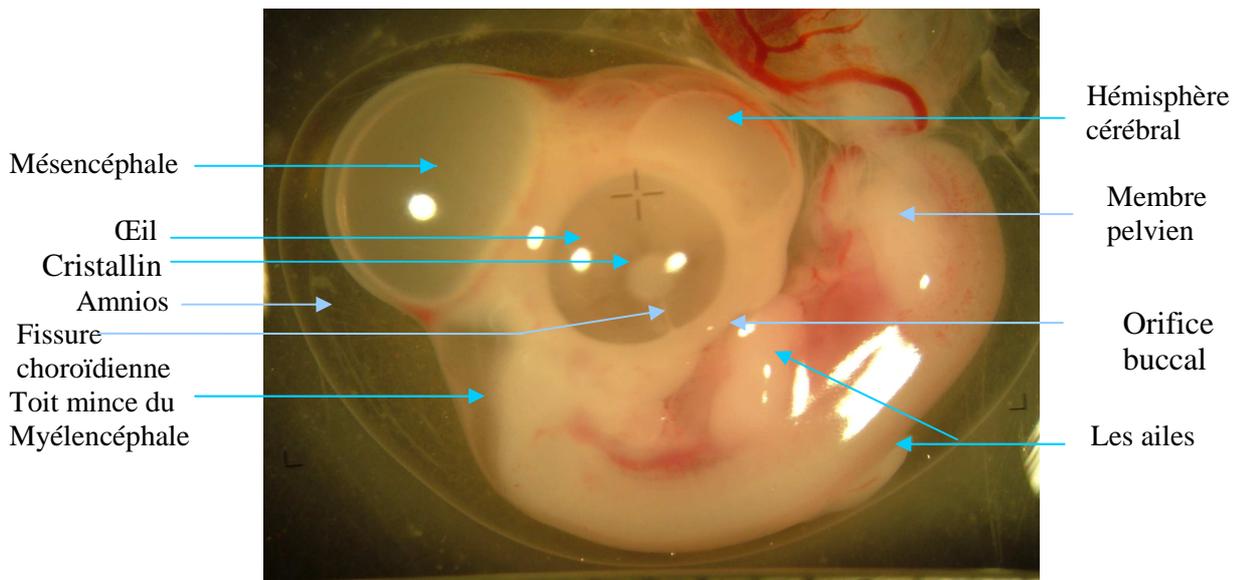


Photos 28 - 29 : Embryon à quatre jours d'incubation

L'embryon est un ensemble spiralé totalement entouré d'Amnios et la vésicule Allantoïdienne est plus importante .

Les bourgeons des membres se sont développés en forme d'ailerons aplatis (plus long que larges) , alors que le bourgeon caudal subit une nouvelle flexion caudale qui le rabat ventralement .

La fissure choroïdienne au niveau de l'œil est plus nette .



Photos 30 – 31 : Embryon à cinq jours d'incubation

Les photographies montrent :

- ↪ Le grand développement du Mésencéphale et l'amincissement du toit du myélocéphale
- ↪ Le développement des hémisphères cérébraux à partir des vésicules télencéphaliques
- ↪ La plaque digitale est visible sur les pattes mais non sur les ailes .
- ↪ L'ouverture de l'orifice buccal .

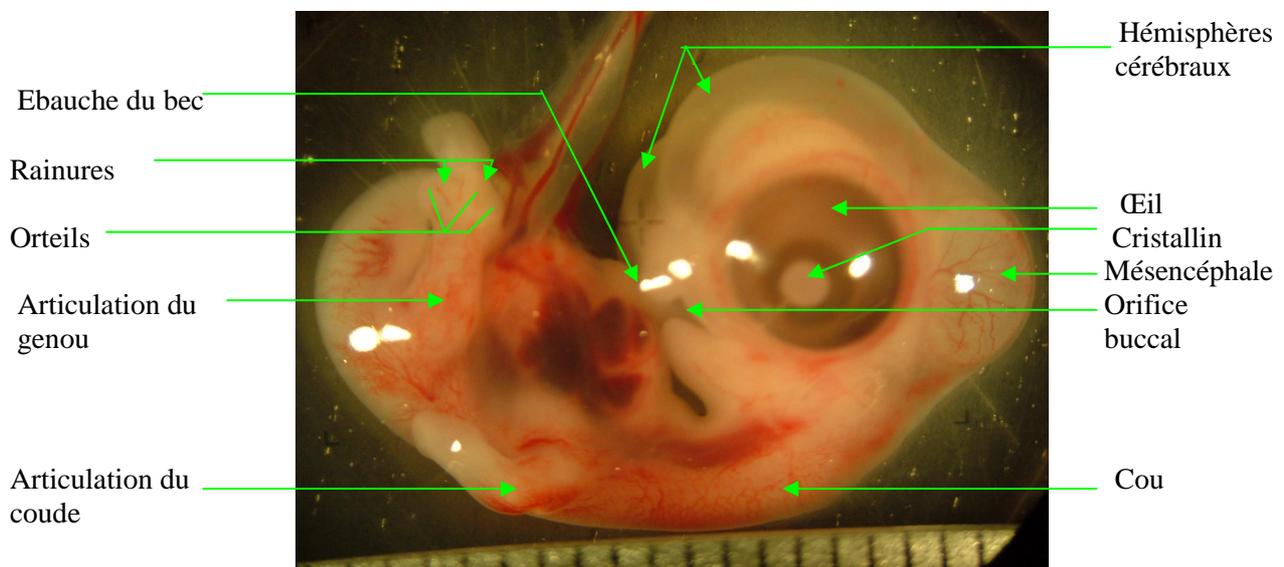
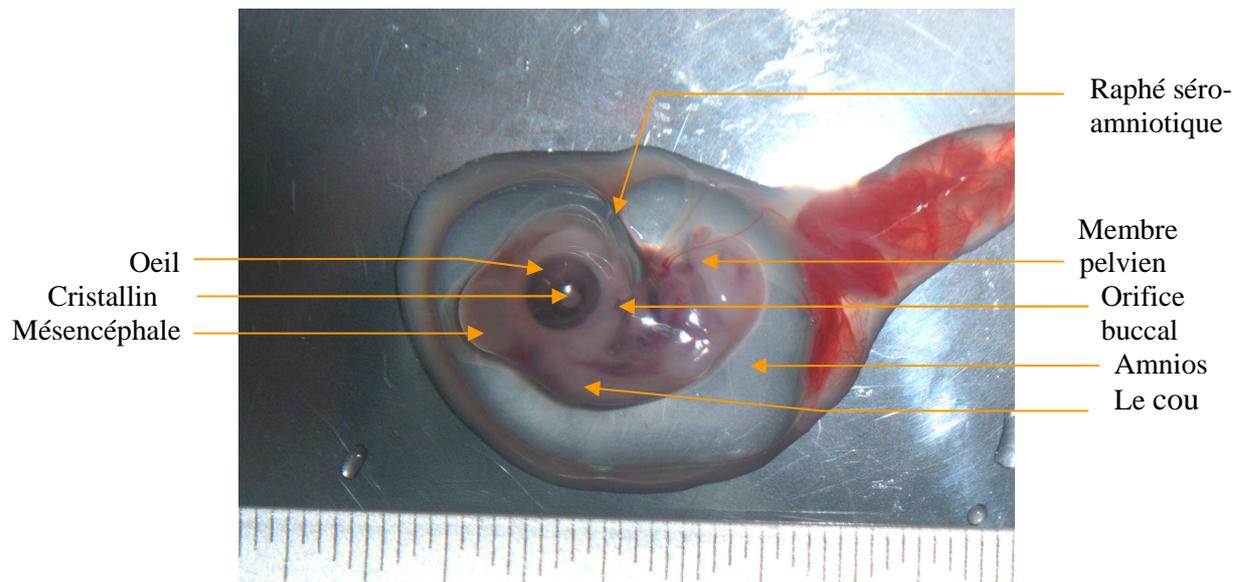
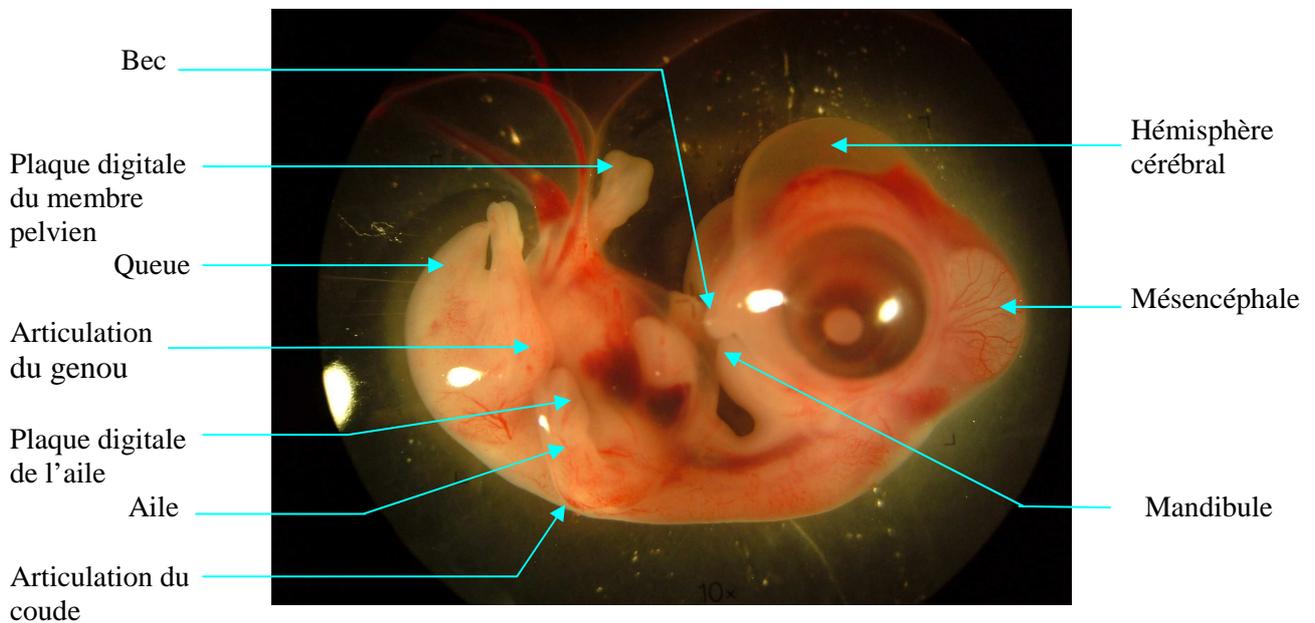
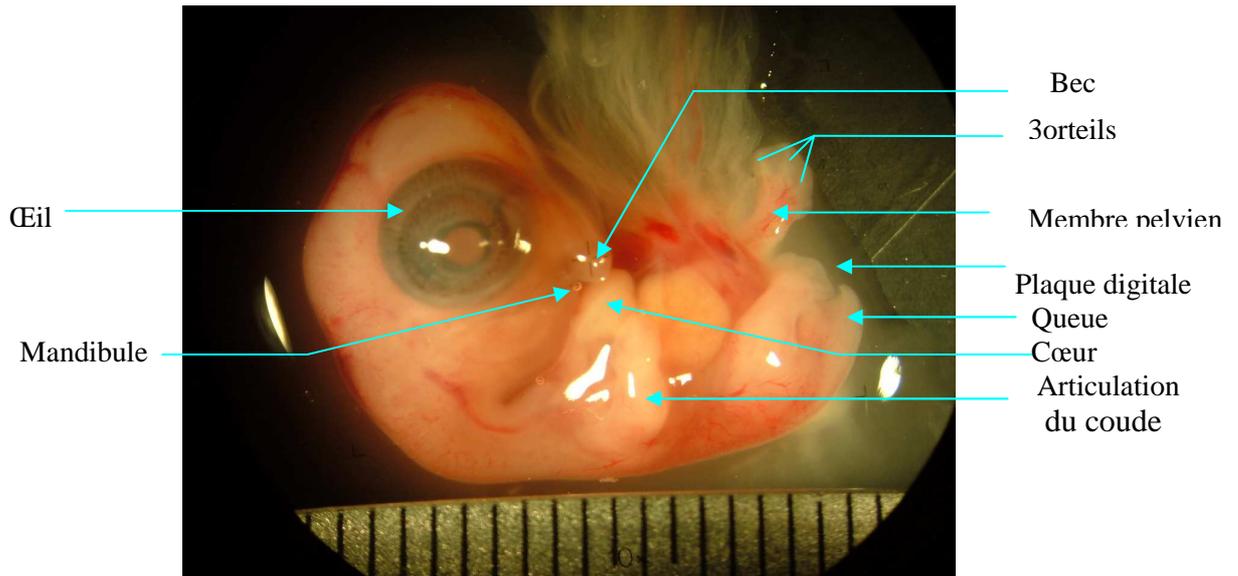


Photo 32 - 33 : Embryon à six jours d'incubation

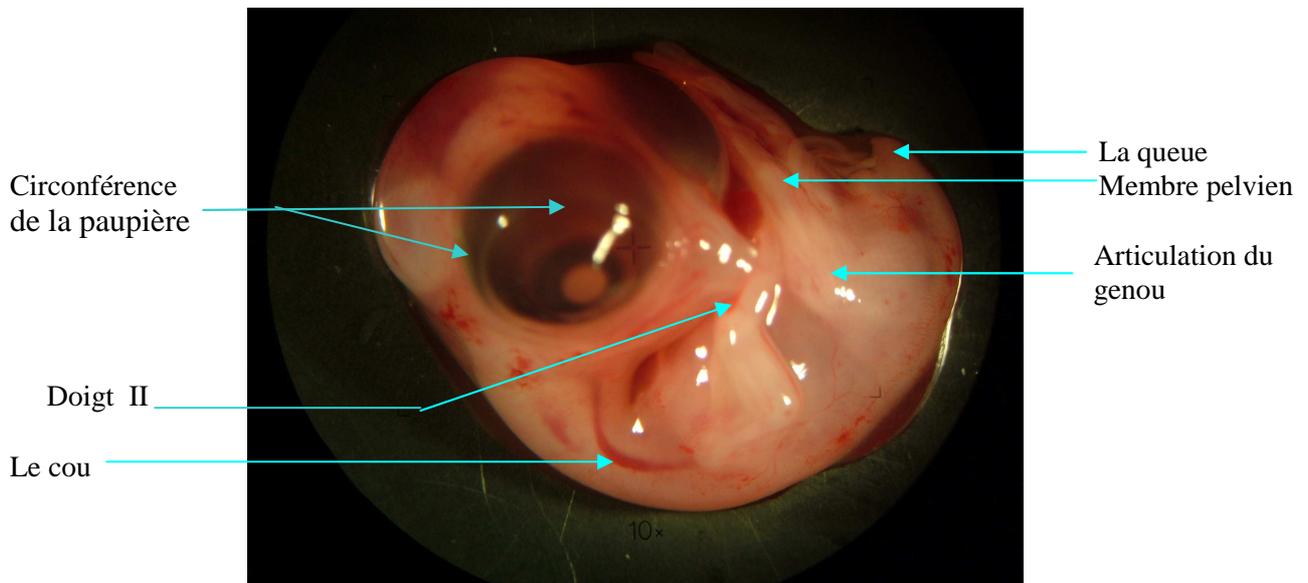
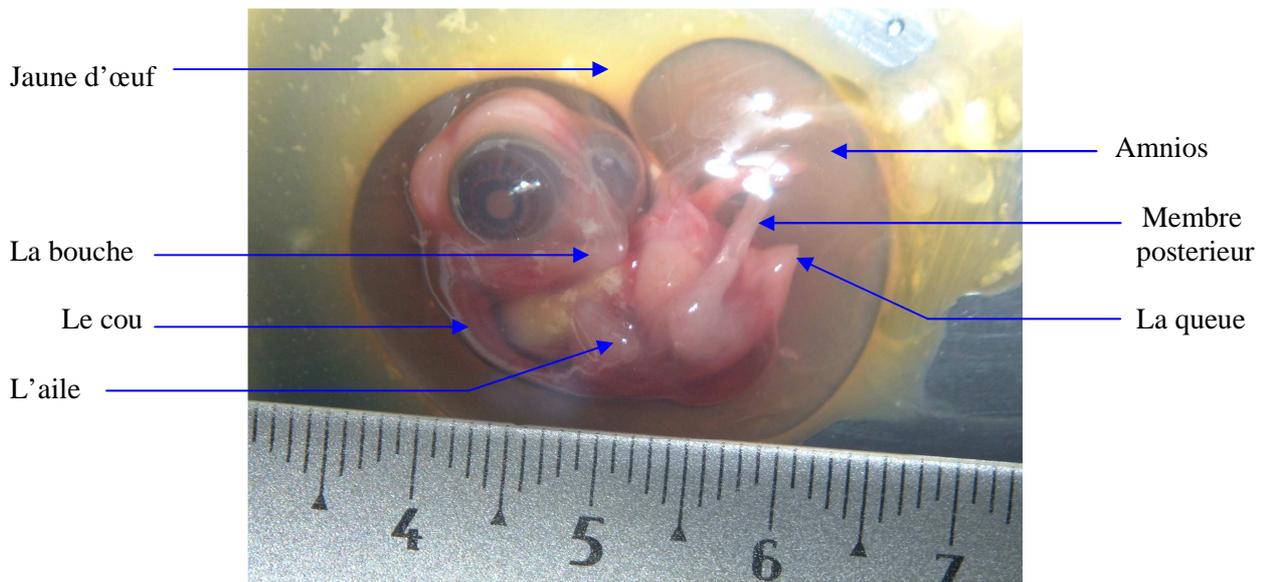
Au sixième jour on constate :

- ☞ La contraction de l'amnios .
- ☞ Les articulations du genou et du coude sont bien marquées , les rainures séparant les trois premiers orteils bien distincts au niveau des pattes .
- ☞ Première ébauche du bec .
- ☞ Le cou est bien marqué .



Photos 34 – 35 : Embryon à sept jours d'incubation

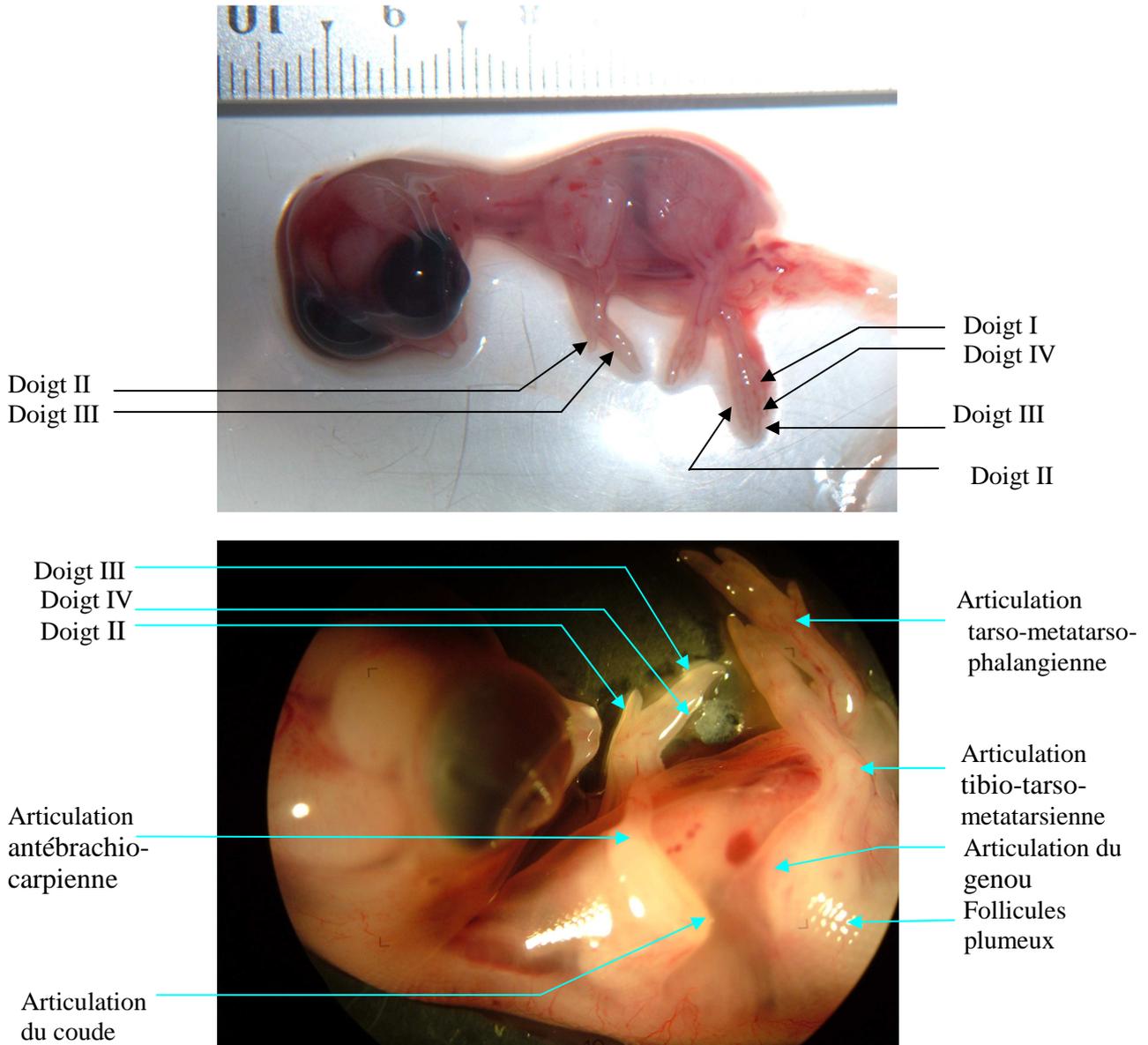
- Les trois segments de chaque membre sont clairement délimités :
 - ✓ L'aile se courbe au niveau de l'articulation du coude pour revenir vers l'intérieur du corps
 - ✓ Le membre pelvien se courbe à son tour au niveau de l'articulation du genou
- Plaque digitale visible sur l'aile , avec distinction de trois orteils et séparés par un tissu très aminci à contour concave .
- Le bec est plus proéminent et l'intervalle entre la mandibule et le bec se resserre .



Photos 36 – 37 : Embryon à huit jours d' incubation

On observe au huitième jour les modifications morphologiques suivantes :

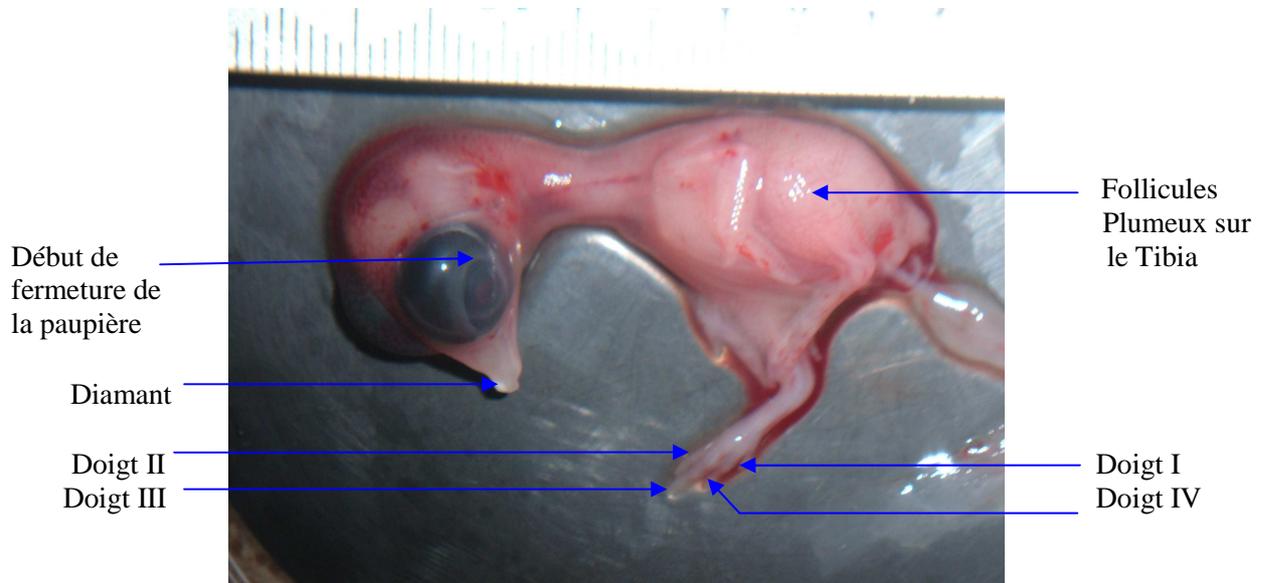
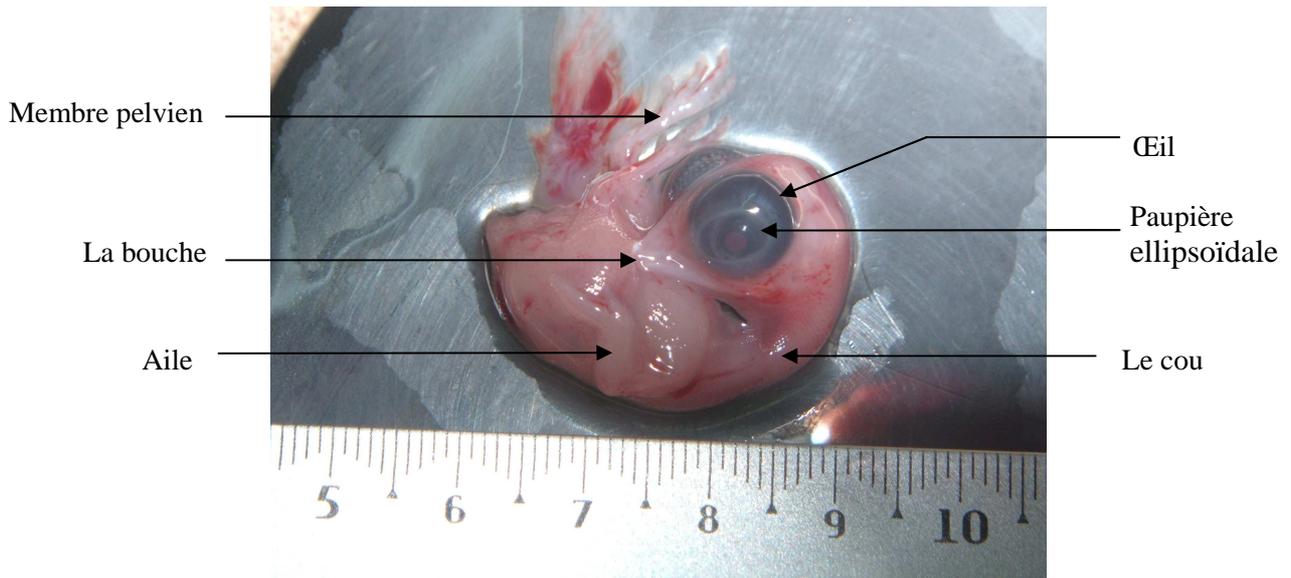
- Le cou est bien différencié .
- La bouche est bien dessinée .
- La circonférence des paupières est devenu ellipsoïdale .
- Les membres nettement articulés avec :
 - ✓ L'aile aplatie et le deuxième doigt bien individualisé



Photos 38 – 39 : Embryon à neuf jours d'incubation

Après neuf jours d'incubation on remarque que :

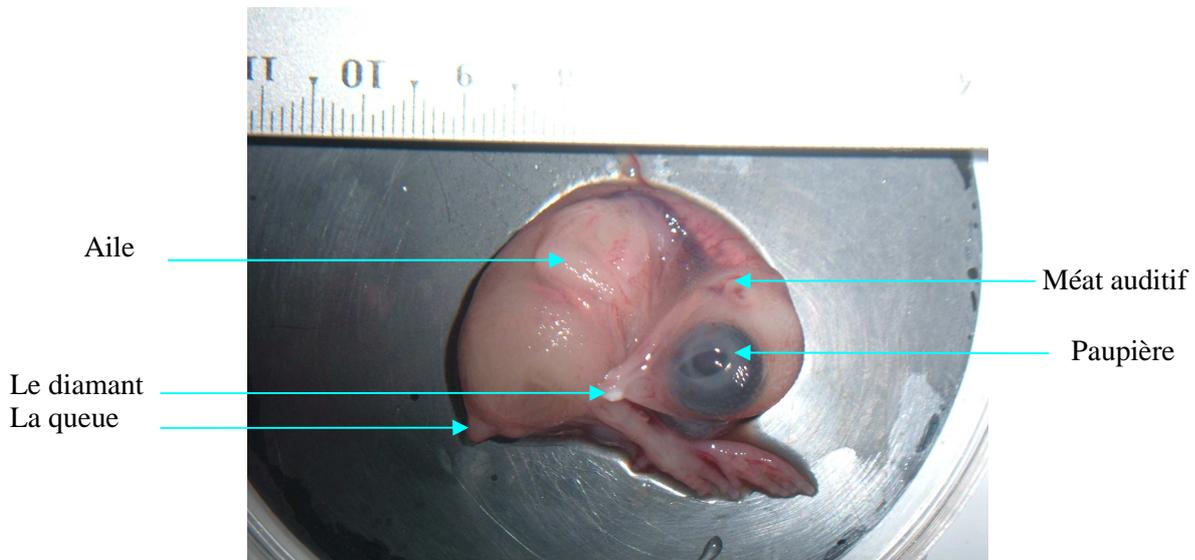
- ↪ Les membres sont nettement articulés
- ↪ Les phalanges bien distinctes dans chaque doigt
- ↪ Le bout antérieur de la mâchoire inférieure a atteint le bec
- ↪ Les ébauches des plumes dans la partie postérieure de l'embryon .



Photos 40 – 41 : Embryon à dix jours d'incubation

Le développement embryonnaire est marqué au dixième jour par :

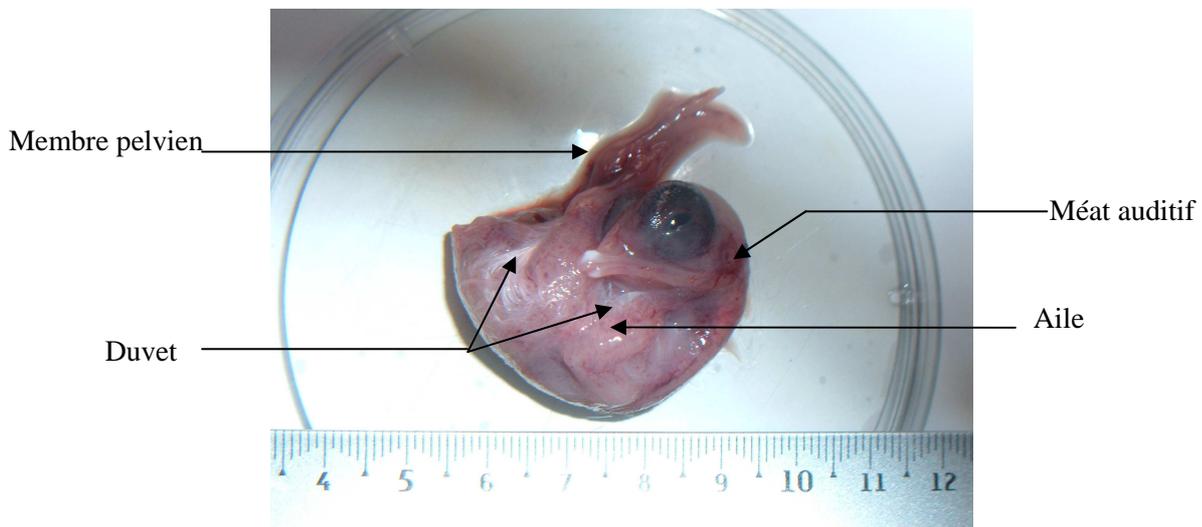
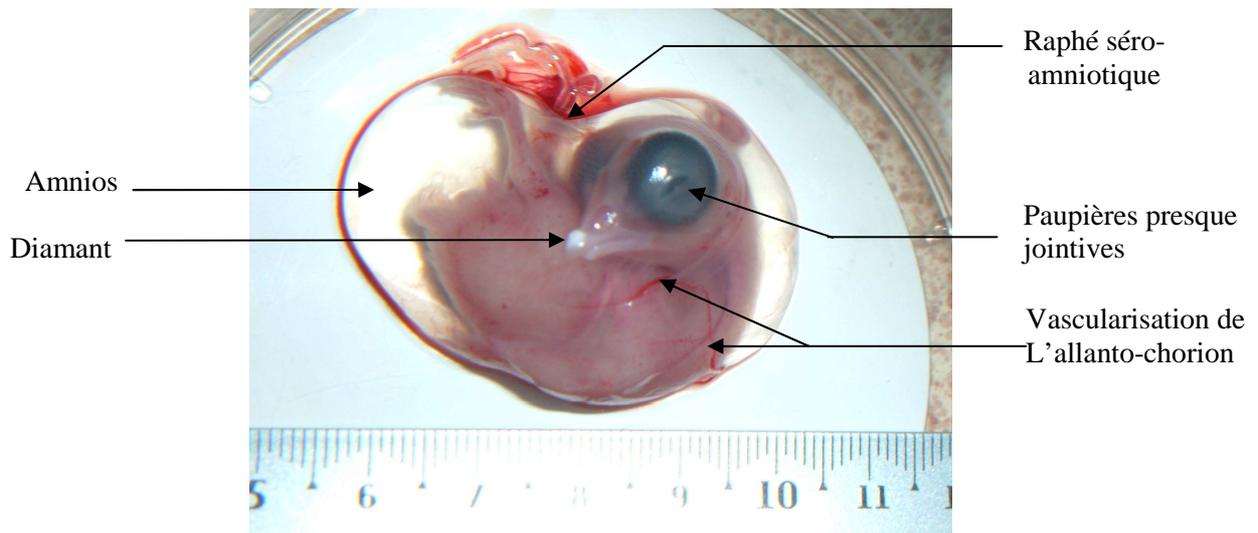
- Le début de fermeture des paupières , à circonférence toujours ellipsoïdale mais légèrement rétréci avec un bord ventral aplati .
- L'apparition des follicules plumeux sur le Tibia .



Photos 42– 43 : Embryon à onze jours d' incubation

Il n'y a pas de grandes différences entre ce stade de développement et le précédent , sauf pour :

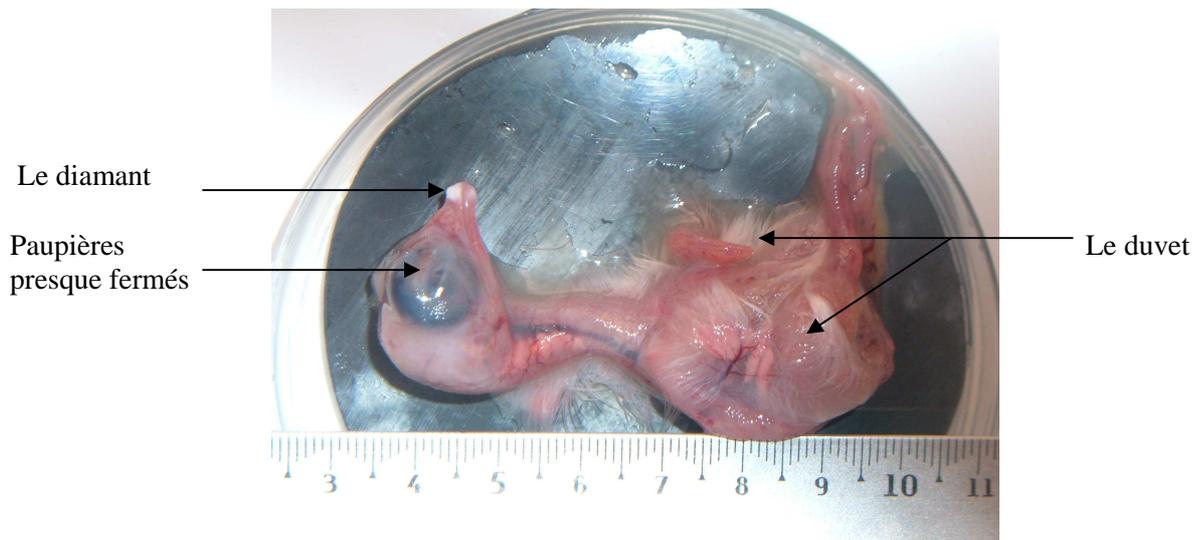
- ❖ Les griffes des orteils qui sont aplaties latéralement et courbées ventralement .
- ❖ Les pointes des griffes du membre pelvien sont opaques dorsalement indiquant le début de la cornification
- ❖ Les pointes des griffes sur l'aile sont aussi opaques .



Photos 44 – 45 : Embryon à douze jours d'incubation

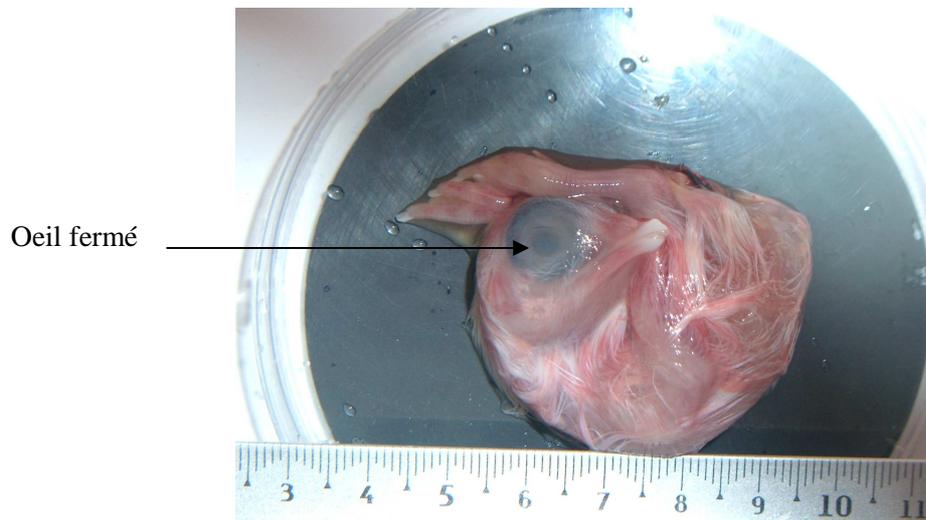
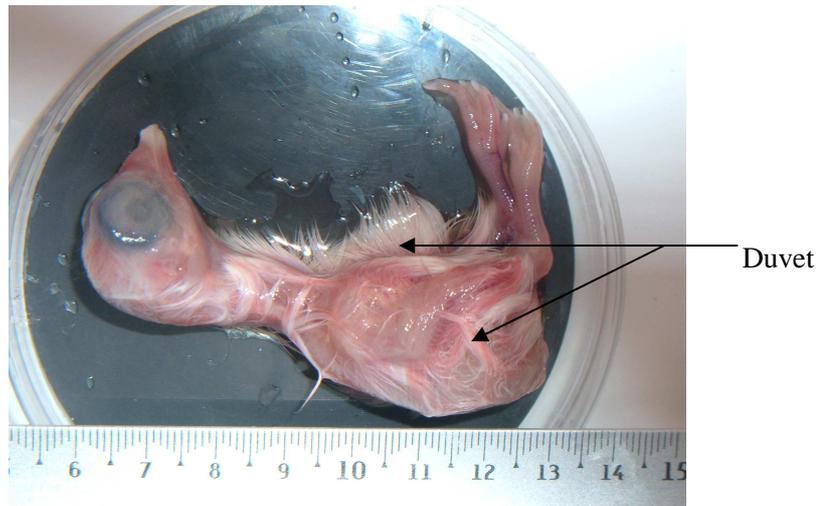
On observe :

- ❖ Les paupières sont presque jointives .
- ❖ Le duvet est visible sur l'aile ainsi que sur le reste du corps .
- ❖ Le méat auditif est entouré de follicules plumeux .



Photos 46 – 47 : Embryon à treize jours d'incubation

Au treizième jour d'incubation l'ouverture entre les deux paupières est réduite à un croissant mince . La partie supérieure de la jambe est couverte de duvet .



Photos 48 – 49 : Embryon à quatorze jours d'incubation

Au quatorzième jour d'incubation l'embryon possède déjà son aspect extérieur définitif , on remarque également que :

- ❖ Le corps de l'embryon est entièrement couvert de duvet .
- ❖ L'œil est fermé .



Paupières closes



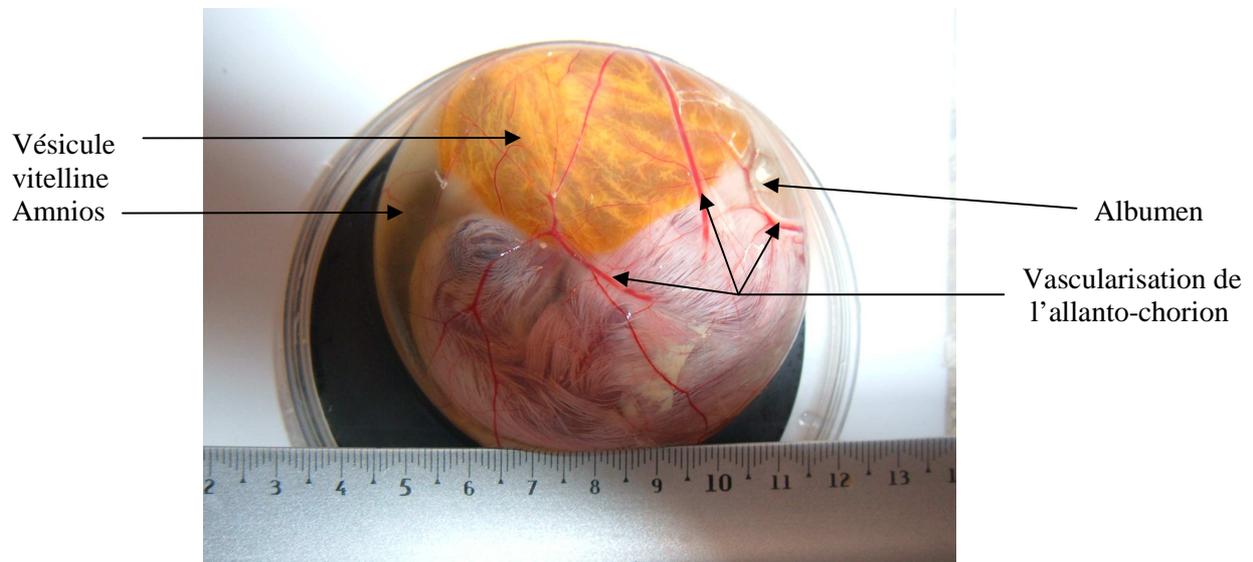
Duvet

orteils
griffes

Photos 50 – 51 : Embryon à quinze jours d' incubation

Au quinzième jour on constate :

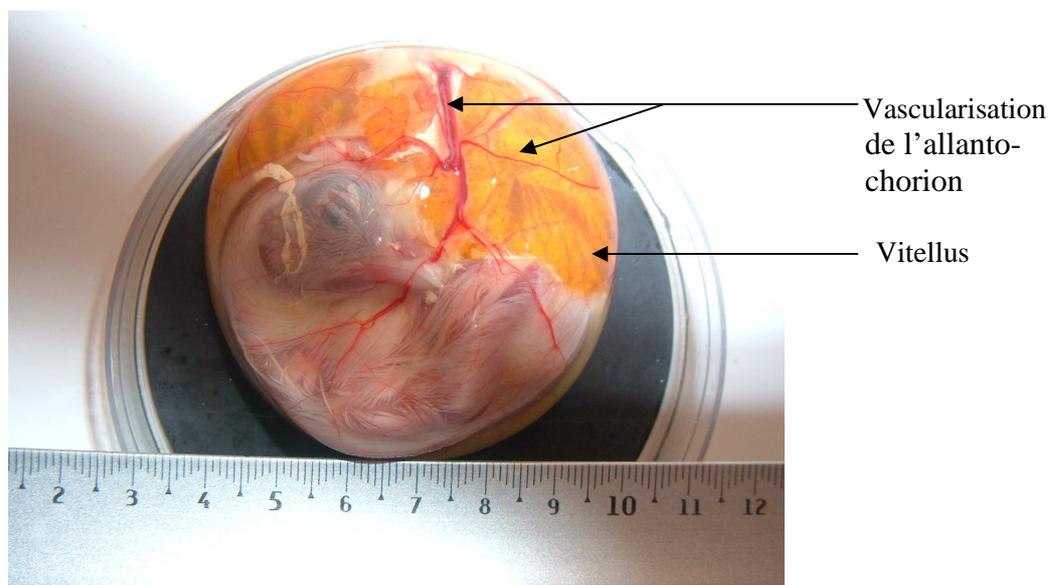
- ↪ La présence du duvet sur les deux paupières closes
- ↪ Les griffes sont blanchâtres et bien visibles
- ↪ Les orteils sont plus allongés



Photos 52 – 53 : Embryon à seize jours d'incubation

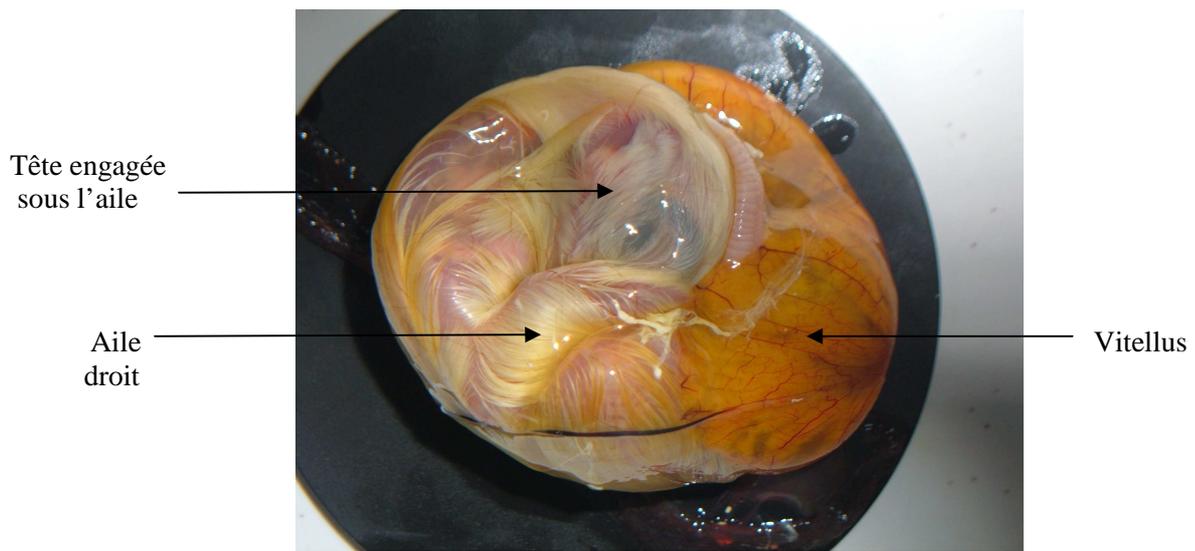
On remarque au seizième jour :

- ↪ Le durcissement des griffes
- ↪ La quantité de l'albumen a diminué suite à son absorption par l'embryon



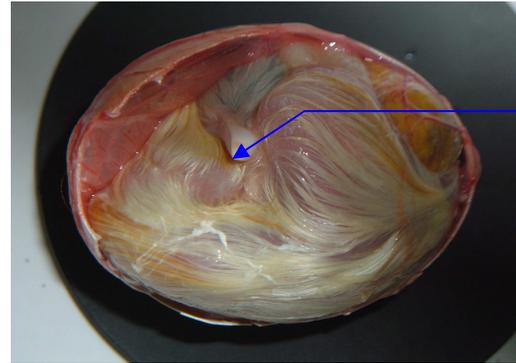
Photos 54 – 55 : Embryon à dix-sept jours d'incubation

- ↪ La tête commence à s'incliner à droite .
- ↪ La croissance de l'étui corné du bec

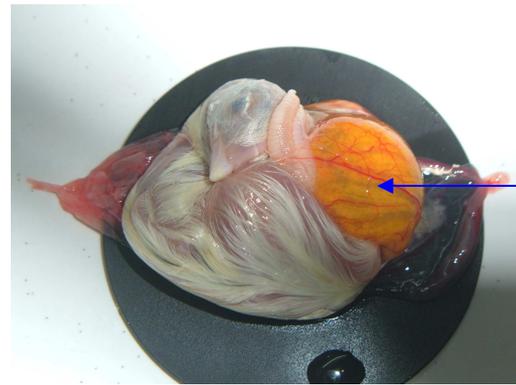


Photos 56 – 57 : Embryon à dix-huit jours d' incubation

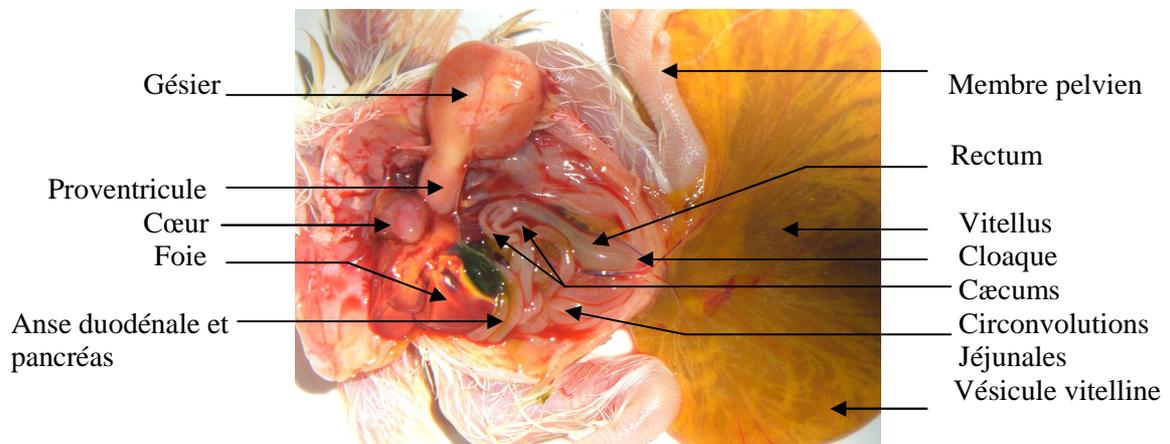
- ❖ La tête est nettement inclinée à droite et engagée sous l'aile .



Diamant



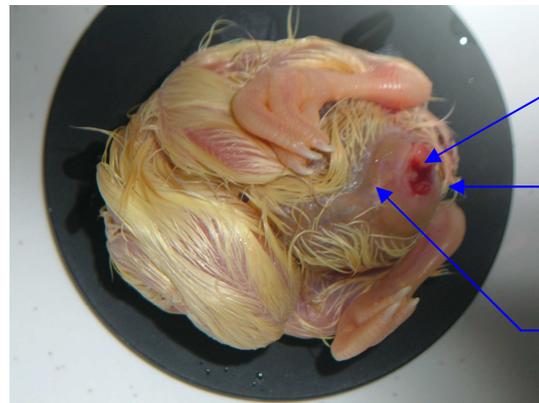
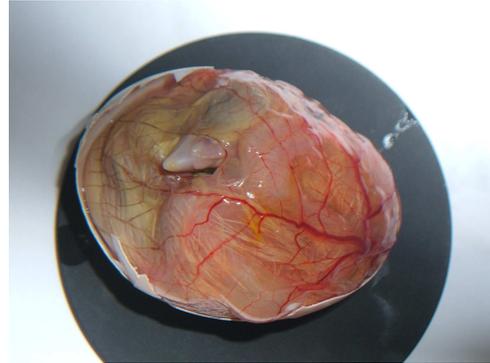
Vésicule vitelline



Photos 58 à 62 : Embryon à dix-neuf jours d'incubation

Le poussin se prépare à sortir de sa coquille :

- ❖ Le bec est dans la chambre à air , puis béchage grâce à la petite proéminence transitoire du bec nommée : le diamant .



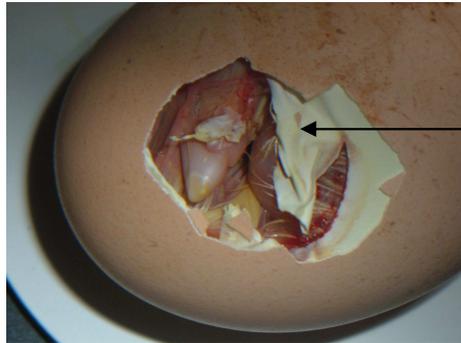
Sac
Vitellin

L'orifice
ombilical

Cavité
abdominale

Photos 63 à 66 : Embryon à vingt jours d'incubation

On observe les mêmes modifications morphologiques que dans le stade précédent à l'exception de la rétraction du sac vitellin dans la cavité abdominale par l'orifice ombilical de la paroi abdominale qui se ferme aussitôt après



Membrane
coquillière



Alanto-
chorion



Photos 67 à 72 : l'éclosion

Au 21^{ème} jour , une fois la coquille cassée le poussin sort et c'est l'éclosion .

La fermeture de l'orifice ombilical isole l'amnios qui reste accolé à la coquille avec le chorion et l'allantoïde .

Nos observations sont en accord dans l'ensemble avec la littérature et notamment avec les stades d'Hamburger et Hamilton (1951). Cependant on a noté que l'évolution embryonnaire n'est forcément pas identique pour les œufs d'une même bande c'est à dire que l'incubation débute à la même heure pour l'ensemble des œufs d'une bande donnée alors que les stades du développement embryonnaire sont légèrement décalés les uns par rapport aux autres ; surtout durant les premières 48 heures d'incubation , ceci est due probablement à :

☞ La durée du transit oviductaire qui peut varier de 24 à 28 heures (BEAUMONT et CASSIER ., 1998). Ainsi à la ponte , il existe déjà des différences de développement de l'ordre de quelques heures d'embryons de même âge .

☞ La différence dans la fraîcheur des œufs à incuber :

Les œufs conservés trop longtemps ont une durée de développement plus longue et éclosent plus tard que les œufs frais (CAUQUELIN , 1988).

Ceci est dû essentiellement à un retard de démarrage du développement embryonnaire et à une vitesse de croissance plus faible de l'embryon pendant les 48 premières heures selon BOHREN et al ., (1961) ; MATHER et LAUGHLIN (1977).

Il semble exister dans la vie d'une poule une période (35-40 semaines d'âge) où les œufs seraient moins sensibles au stockage cité par BOHREN et al ., (1961). À l'opposé , les œufs embryonnés que nous avons étudiés proviennent de poules âgées de 46 semaines , donc sensibles au stockage

☞ Les différences dans les stades de développement au début de l'incubation :

L'œuf est pondu lorsque le blastoderme renferme environ 50000 - 60000 cellules cité respectivement par SAUVEUR (1988) et SLACK (1991).

Le développement reste bloqué à ce stade tant que la température est inférieure à 21 -22 °C. Lorsque l'œuf est placé en incubateur le développement des œufs récoltés après la ponte , puis conservés à basse température , reprend après 4 - 5 heures , par le passage au stade gastrulation avec le début de formation de la ligne primitive (LE MOIGNE , 1997 ; FLAMANT , 2001).

En d'autres termes la reprise du développement est d'autant plus homogène pour l'ensemble des œufs d'une bande donnée que la récolte des œufs pondus est plus rapide et que la durée du stockage est plus courte .

☞ Les différences de température des œufs lors de leur introduction dans l'incubateur :

Les œufs à incuber n'ont pas tous la même taille . Les œufs les plus gros ont une montée en température un peu plus longue au début de l'incubation (CAUQUELIN , 1988) donc la reprise du développement pour les petits œufs est plus rapide que celle des gros œufs ; ce qui explique le décalage dans les stades de développement

II- Etude morphométrique :

Dans le souci d'apporter le maximum possible de renseignements relatifs à l'évaluation du développement embryonnaire , nous nous sommes intéressés à l'étude morphométrique de certains paramètres linéaires de l'embryon à savoir la grande longueur mesurée entre l'extrémité céphalique et l'extrémité caudale , les 3 segments de l'aile représentés par l'HUMERUS , le RADIUS-ULNA et le CARPO-METACARPE ainsi que les 3 segments du membre pelvien : FEMUR , TIBIA-FIBULA et TARSO-METATARSE aux stades (1^{er} , 7^{eme} , 14^{eme} et 21^{eme} jour)

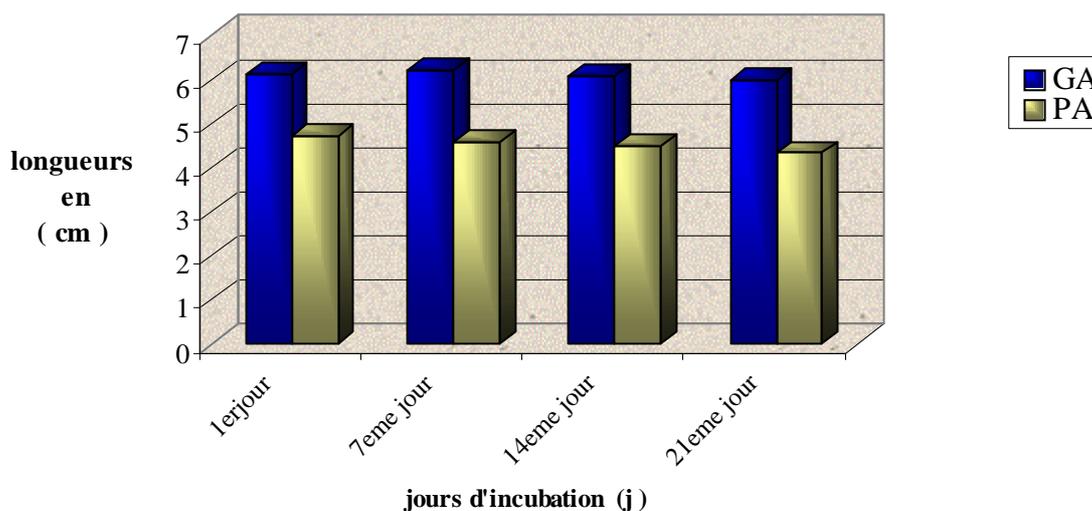
Les résultats de cette étude sont rassemblés dans les tableaux (07 à 13) puis illustrés sous formes d'histogrammes .

II-1- Les axes de l'œuf :

Tableau 06 : Valeurs des axes de l'œuf embryonné :

| Age | 1 ^{er} jour (n = 20) | 7 ^{eme} jour (n = 20) | 14 ^{eme} jour (n = 20) | 21 ^{eme} jour (n = 20) | Probabilité de Signification |
|----------------------------|---|--|--|---|------------------------------|
| Le grand axe de l'œuf (cm) | 6.15 ± 0.33 CV : 5.36 [5.56 – 6.5] | 6.23 ± 0.22 CV : 3.53 [5.9 – 6.75] | 6.08 ± 0.34 CV : 5.59 [5.05 – 6.4] | 6.01 ± 0.23 CV : 3.82 [5.65 – 6.35] | $t_{obs} = 2.19 *$ |
| Le petit axe de l'œuf (cm) | 4.74 ± 0.25 CV : 5.27 [3.89 – 4.85] | 4.57 ± 0.20 CV : 4.37 [4.10 – 4.9] | 4.49 ± 0.25 CV : 5.56 [3.95 – 4.8] | 4.34 ± 0.20 CV : 4.60 [4.10 – 4.85] | $t_{obs} = 3.23 ***$ |

Fig . 35 : Représentation graphique des longueurs du grand et du petit axe des œufs embryonnés



GA : grand axe de l'œuf , PA : petit axe de l'œuf .

Les dimensions du grand et du petit axe d'un œuf donné ne changent pas au cours de l'incubation, vu que l'absorption des sels de calcium utilisés pour la formation du squelette de l'embryon a lieu dans la face intérieure de la coquille grâce à l'allanto-chorion plaqué contre la membrane coquillière interne (BEAUMONT et CASSIER., 2000 ; BEAR et all., 2000).

La comparaison des moyennes de la longueur du grand axe de l'œuf montre une différence significative ($r = 0.24$, $t_{obs} = 2.19$ *) durant les quatre stades étudiés, alors que la différence est très hautement significative ($r = 0.34$, $t_{obs} = 3.23$ ***) concernant les moyennes du petit axe.

Ces différences pourraient être expliquées par l'hétérogénéité de la taille des œufs choisis aléatoirement pour la réalisation de notre étude.

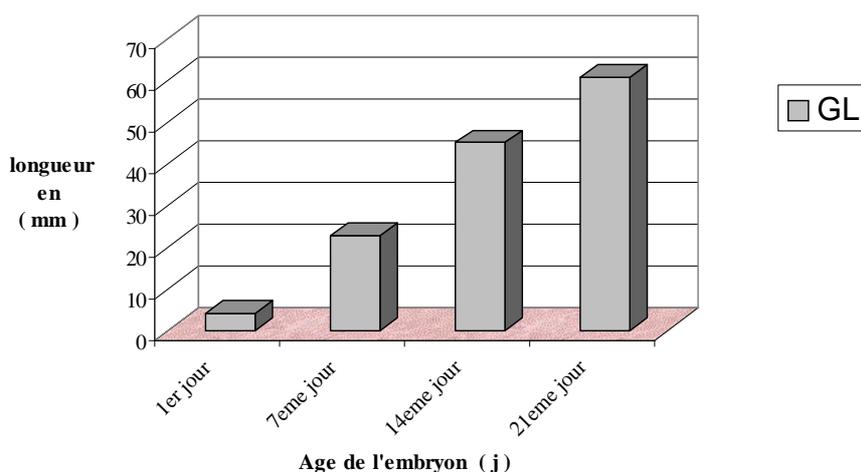
II- 2 - La grande longueur de l'embryon :

Les résultats relatifs à la grande longueur de l'embryon sont rassemblés dans le tableau (07) :

Tableau 07: Evolution de la grande longueur de l'embryon en fonction de la durée d'incubation

| Age | 1 ^{er} jour (n = 20) | 7 ^{eme} jour (n = 20) | 14 ^{eme} jour (n = 20) | 21 ^{eme} jour (n = 20) | Probabilité de Signification |
|--|---|---|---------------------------------------|--|------------------------------|
| Paramètres étudiés | | | | | |
| La grande longueur de l'embryon (mm) | 4.24 ± 0.79 CV : 18.63 [02 – 4.8] | 22.72 ± 3.09 CV : 13.60 [16.5 – 28] | 54 ± 3.58 CV : 7.95 [40 - 52] | 60.75 ± 1.58 CV : 2.60 [57 – 63] | $t_{obs} = 21.82$ *** |
| Taux de croissance (%) | 1 à 7 j 435.8 % | 7 à 14 j 137.67 % | 14 à 21 j 12.5 % | | |

Fig . 36 : Représentation graphique de l'évolution de la grande longueur de l'embryon



GL : grande longueur de l'embryon .

L'embryon croit très rapidement du premier au 21^{ème} jour , d'un simple disque germinatif de quelques millimètres au moment de la ponte à un poussin d'une longueur en moyenne de (60.75 ± 1.58) mm avec tous ses organes vitaux fonctionnels .

Lors du premier stade de développement , la grande longueur est en moyenne de l'ordre de (4.24 ± 0.79) mm

Entre le premier et le deuxième stade de développement , la grande longueur de l'embryon présente le taux de croissance le plus important de l'ordre de (435.8 %) . A 7 jours d'incubation la grande longueur embryonnaire est d'une moyenne de (22.72 ± 3.09) mm .

Entre 7 et 14 jours d'incubation , l'évolution se poursuit indiquant un taux de croissance de la grande longueur de l'embryon de (137.67 %) où on remarque une baisse importante par rapport au premier stade . Au 14^{ème} jour la moyenne de la grande longueur est de (54 ± 3.58) mm .

La grande longueur passe au 21^{ème} jour à une moyenne de (60.75 ± 1.58) mm . on constate qu'entre 14 et 21 jours le taux de croissance continue a diminué pour indiquer la valeur de (12.5 %) .

La différence entre les résultats obtenus et celles de la bibliographie , pourrait provenir de l'amélioration génétique : grâce à la sélection exercée ces dernières années sur l'espèce poule et dont l'objectif est de fournir des souches permettant de minimiser le prix de revient du produit final ainsi que les bon résultats techniques rapportés par PROTAIS et DONAL (1988) , du moment que les œufs embryonnés utilisés dans notre étude proviennent de reproducteurs importés , de type chair , souche : ISA 15 .

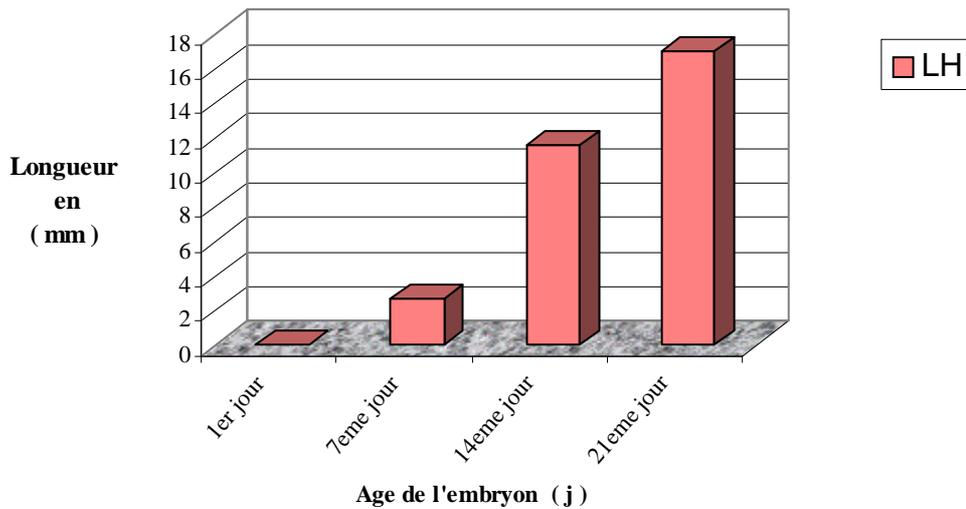
II- 3- L'évolution de l'aile :

II-3-1- La longueur du premier segment de l'aile « HUMERUS » :

Tableau 08 : Evolution de l'HUMERUS en fonction de la durée d'incubation

| Age | 1 ^{er} jour (n = 20) | 7 ^{ème} jour (n = 20) | 14 ^{ème} jour (n = 20) | 21 ^{ème} jour (n = 20) | Probabilité de Signification |
|--------------------------|------------------------------------|---|--|--|------------------------------|
| Paramètres étudiés | | | | | |
| Longueur Humérale (mm) | 0 | 2.7 ± 0.47 CV : 17.40 [02 - 03] | 11.55 ± 1.9 CV : 16.45 [08 - 16] | 17 ± 2.63 CV : 15.47 [15 - 26] | t _{obs} = 21.29 *** |
| Taux de croissance (%) | 1 à 7 j 270 % | 7 à 14 j 327.77 % | 14 à 21 j 47.18 % | | |

Fig . 37 : L'évolution de l'HUMERUS



LH : longueur de l'HUMERUS

L'HUMERUS passe d'une valeur nulle au premier jour à une longueur de (2.7 ± 0.47) mm et un taux de croissance de (270 %) au 7^{eme} jour ; puis la longueur humérale s'accroît entre le 7^{eme} et le 14^{eme} jour indiquant le taux de croissance le plus important (327.77 %) .

Au 14^{eme} jour la longueur atteint une valeur de (11.55 ± 1.9) mm . Entre le 14^{eme} et le 21^{eme} jour le taux de croissance diminue pour avoisiner (47.18 %) .

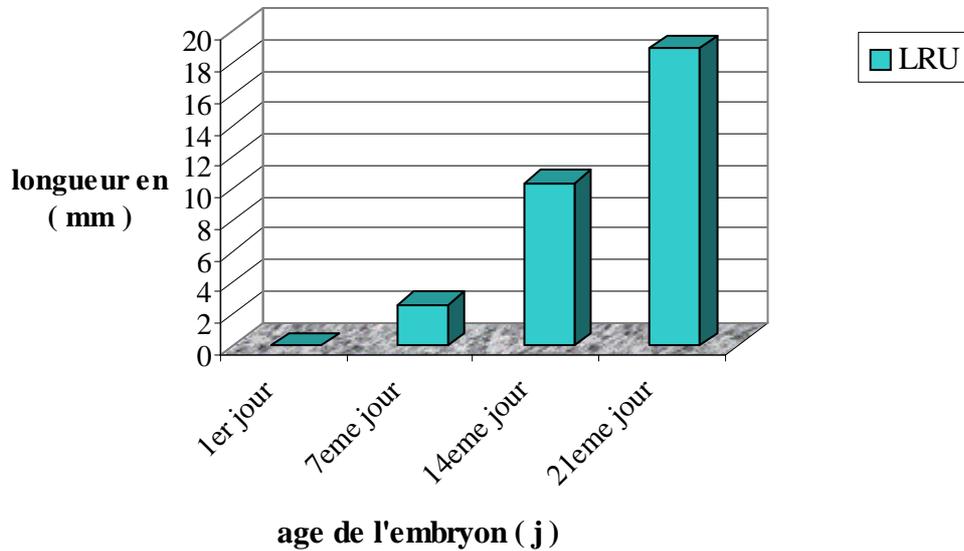
A 21 jour d'incubation , le premier segment de l'aile présente une longueur moyenne de (17 ± 2.63) mm .

II- 3-2 – La longueur du deuxième segment de l'aile « RADIUS-ULNA » :

Tableau 09 : Evolution du RADIUS-ULNA en fonction de la durée d'incubation

| Age | 1 ^{er} jour (n = 20) | 7 ^{eme} jour (n = 20) | 14 ^{eme} jour (n = 20) | 21 ^{eme} jour (n = 20) | Probabilité de Signification |
|--------------------------------------|------------------------------------|---|--|---|---------------------------------|
| Paramètres étudiés | | | | | |
| Longueur du RADIUS-ULNA (mm) | 0 | 2.6 ± 0.68 CV : 26.15 [02 - 04] | 10.3 ± 1.60 CV : 15.53 [07 - 14] | 18.85 ± 2.45 CV : 12.99 [15 - 26] | $t_{obs} = 22.66 ***$ |
| Taux de croissance (%) | 1 à 7 j 260% | 7 à 14 j 296.15 % | 14 à 21 j 83 % | | |

Fig . 38 : L'évolution du RADIUS-ULNA



LRU : longueur du RADIUS-ULNA.

Le deuxième segment de l'aile présente une évolution analogue à celle de l'HUMERUS puisque les valeurs sont proches : au (1^{er} jour) une valeur nulle , puis au (7^{eme} jour) avec une moyenne en longueur de (2.6 ± 0.68) mm . Entre ces deux premiers stades du développement , le taux de croissance en longueur arrive à une valeur de l'ordre de 260 % .

Au (14^{eme} jour) la longueur moyenne du RADIUS-ULNA est de l'ordre de (10.3 ± 1.60)mm . Entre le deuxième et le troisième stade de développement le taux de croissance en longueur du deuxième segment de l'aile est de (296.15 %) .

Contrairement au stade (21^{eme} jour) alors que les valeurs extrêmes sont identiques et comprises entre (15 –26) mm pour l'HUMERUS et le RADIUS-ULNA , ce dernier indique des valeurs plus importantes d'une moyenne de (18.85 ± 2.45) mm .

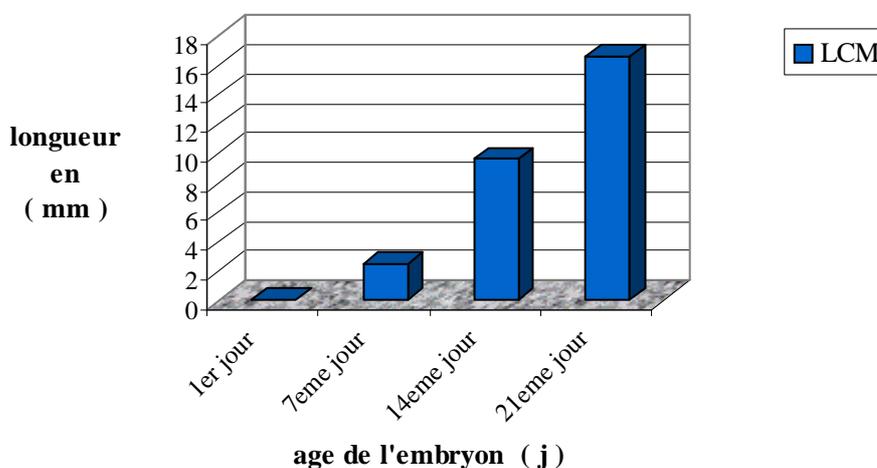
Le taux de croissance du RADIUS-ULNA entre 14 et 21 jours d'incubation est de (83 %)

II- 3-3 – La longueur du troisième segment de l'aile « CARPO-METACARPE » :

Tableau 10 : Evolution du CARPO-METACARPE en fonction de la durée d'incubation

| Age | 1 ^{er} jour (n = 20) | 7 ^{eme} jour (n = 20) | 14 ^{eme} jour (n = 20) | 21 ^{eme} jour (n = 20) | Probabilité de Signification |
|---|------------------------------------|--|---|---|---------------------------------|
| Paramètres étudiés | | | | | |
| Longueur du CARPO- MATACARPE (mm) | 0 | 2.5 ± 0.51 CV : 20.4 [02 - 03] | 9.6 ± 1.95 CV : 20.31 [07 - 14] | 16.55 ± 1.73 CV : 10.45 [13 - 20] | $t_{obs} = 22.02 ***$ |
| Taux de croissance (%) | 1 à 7 j 250 % | 7 à 14 j 284 % | 14 à 21 j 72.39 % | | |

Fig . 39 : L'évolution du CARPO-METACARPE



LCM : longueur du CARPO-METACARPE .

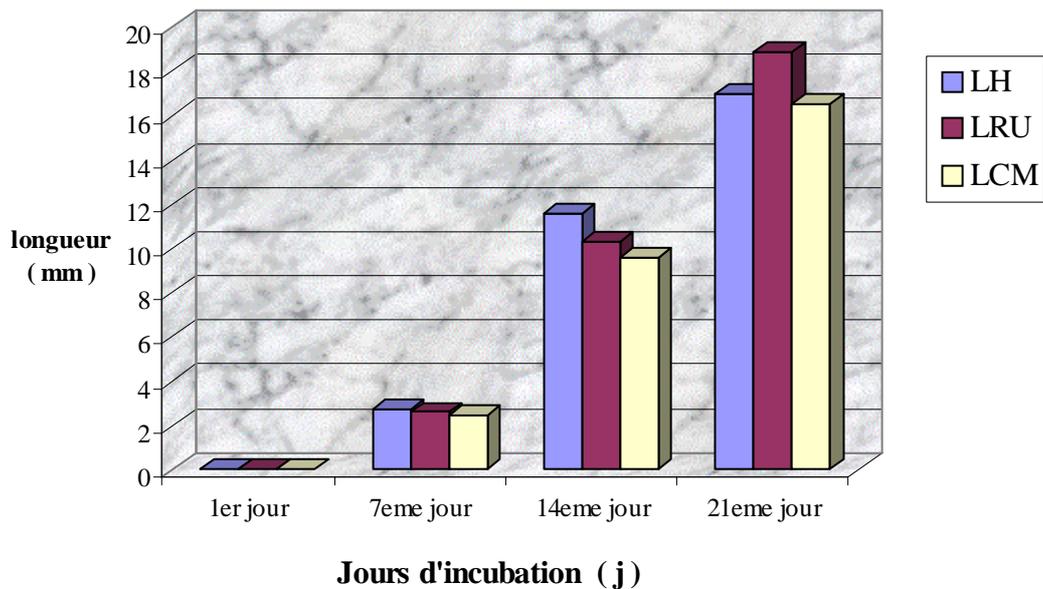
A un jour d'incubation le bourgeon de l'aile n'est pas encore visible . À (7 jours) le CARPO-METACARPE a une longueur moyenne de (2.5 ± 0.51) mm . Entre 1 et 7 jours , le taux de croissance du CARPO-METACARPE est de (250 %)

La longueur du troisième segment de l'aile passe d'une moyenne de (9.6 ± 1.95) mm au (14eme jour) à (16.55± 1.73) mm au (21^{eme} jour) .

Le CARPO-METACARPE présente le taux de croissance en longueur le plus important entre 7 et 14 jours avec une valeur de (284 %) , alors qu'entre 14 et 21 jours ce taux baisse à une valeur de (72.39 %) .

Ainsi le troisième segment de l'aile montre à chaque stade du développement , des valeurs moyennes en longueur moins importantes que les deux premiers segments

Fig . 40 : Représentation graphique de la croissance en longueur des trois segments de l'aile



LH : Longueur du L'HUMERUS ; LRU : Longueur RADIUS-ULNA ; LCM : Longueur CARPO-METACARPE

La représentation graphique de l'évolution des trois segments de l'aile montre que :

- ↪ Entre le 1^{er} et le 7^{eme} jour d'incubation , la longueur maximale de l'HUMERUS est plus importante que celle du RADIUS-ULNA et du CARPO-METACARPE .
- ↪ La croissance en longueur se poursuit selon le même rythme entre le 7^{eme} et le 14^{eme} jour d'incubation où l'on remarque que la longueur du CARPO-METACARPE est toujours moins importante que celle du RADIUS-ULNA alors que la longueur humérale continue de prédominer .
- ↪ Contrairement aux deux premiers stades de développement , entre le 14^{eme} et le 21^{eme} jour le RADIUS-ULNA croît rapidement et dépasse la longueur humérale . La longueur du troisième segment durant ce dernier stade , demeure toujours moins importante par rapport aux deux premiers segments de l'aile .

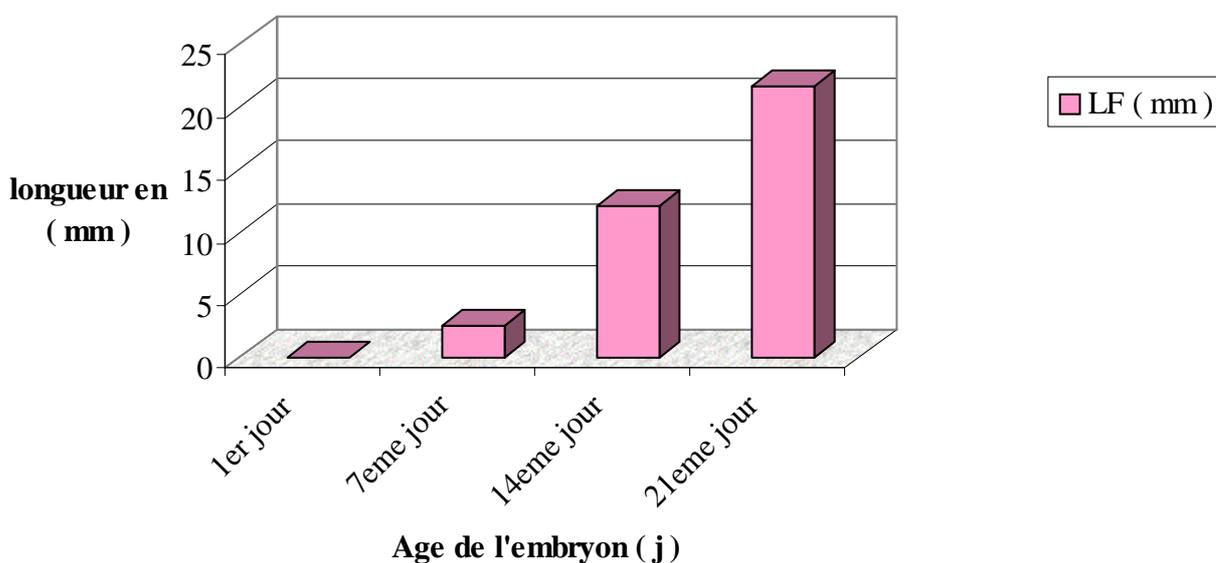
II-4- L'évolution du membre pelvien

II- 4 -1 – La longueur du premier segment du membre pelvien « FEMUR » :

Tableau 11 : Evolution du FEMUR en fonction de la durée d'incubation

| Age | 1 ^{er} jour (n = 20) | 7 ^{eme} jour (n = 20) | 14 ^{eme} jour (n = 20) | 21 ^{eme} jour (n = 20) | Probabilité de Signification |
|-----------------------------|------------------------------------|--|--|---|---------------------------------|
| Paramètres étudiés | | | | | |
| Longueur fémoral (mm) | 0 | 2.45 ± 0.60 CV : 24.48 [02 - 04] | 12.1 ± 1.48 CV : 12.25 [10 - 15] | 21.6 ± 1.39 CV : 6.44 [20 - 24] | $t_{obs} = 37.56^{***}$ |
| Taux de croissance (%) | 1 à 7 j 245 % | 7 à 14 j 393.87 % | 14 à 21 j 78.51 % | | |

Fig 41 : L'évolution du FEMUR



LF : longueur du FEMUR

Le premier segment du membre pelvien passe d'une valeur nulle lors du (1^{er} jour) à une moyenne de (2.45 ± 0.60) mm lors du (7^{eme} jour). Le taux de croissance du FEMUR lors de ce premier stade de développement est de (245 %).

La croissance se poursuit avec une moyenne cinq fois plus importante lors du (14^{eme} jour) de l'ordre de (12.1 ± 1.48) mm . Le taux de croissance en longueur du premier segment du membre pelvien augmente sensiblement et atteint une valeur de (393.87 %) entre sept et quatorze jours d'incubation

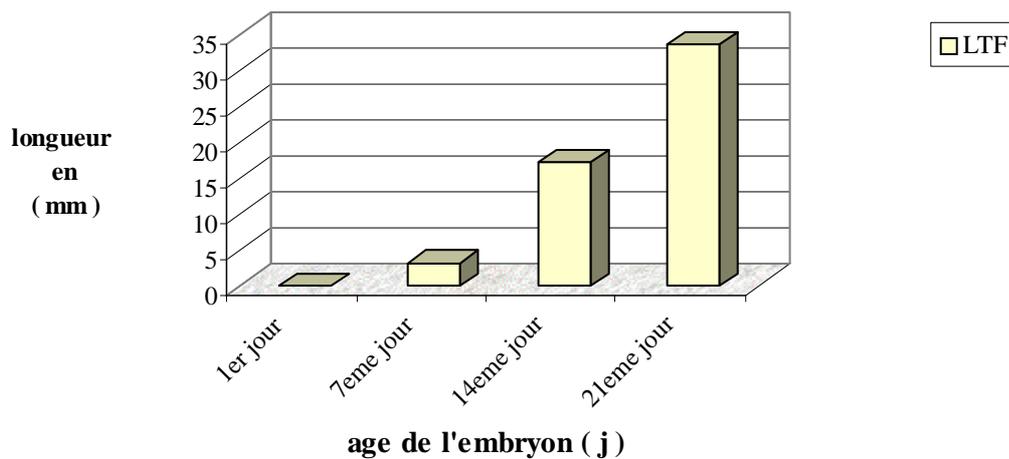
Au dernier stade (21^{ème} jour) , le FEMUR indique une moyenne en longueur de (21.6 ± 1.39)
 Aussi le taux de croissance prend-il la valeur la moins importante lors de ce dernier stade
 (78.51 %) .

II- 4 -2 – La longueur du deuxième segment du membre pelvien « TIBIA-FIBULA » :

Tableau 12 : Evolution du TIBIA-FIBULA en fonction de la durée d’incubation

| Age | 1 ^{er} jour (n = 20) | 7 ^{ème} jour (n = 20) | 14 ^{ème} jour (n = 20) | 21 ^{ème} jour (n = 20) | Probabilité de Signification |
|---------------------------------------|------------------------------------|--|--|--|---------------------------------|
| Paramètres étudiés | | | | | |
| Longueur du TIBIA-FIBULA (mm) | 0 | 3.25 ± 0.44 CV : 13.66 [03 - 04] | 17.5 ± 3.72 CV : 21.26 [10 - 24] | 33.45 ± 2.48 CV : 7.41 [30 - 38] | t _{obs} = 21.03 *** |
| Taux de croissance (%) | 1 à 7 j 325 % | 7 à 14 j 438.45 % | 14 à 21 j 91.14 % | | |

Fig . 42 : L'évolution du TIBIA-FIBULA



LTF : longueur du TIBIA-FIBULA

Le TIBIA-FIBULA a présenté les plus importantes valeurs moyennes en longueur , ainsi qu'en taux de croissance par rapport aux deux autres segments du même membre .

En effet d'un stade de développement à un autre la longueur du deuxième segment du membre pelvien passe d'un taux de croissance en longueur de (325 %) entre 1 et 7 jours d'incubation à la valeur la plus importante située entre le septième et le quatorzième jour et estimée à (438.46 %)

Parallèlement la moyenne en longueur passe à son tour d'une valeur de (3.25 ± 0.44) mm au septième jour à une moyenne de (17.5 ± 3.83) mm au quatorzième jour , puis à une moyenne de (33.45 ± 2.48) mm au (21^{ème} jour).

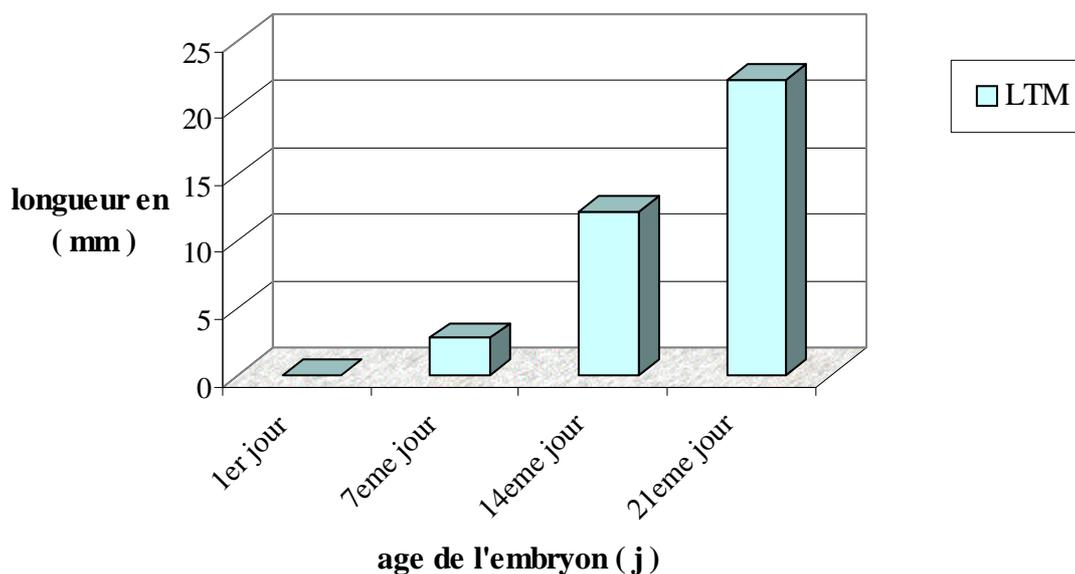
Durant le dernier stade de développement (entre 14 et 21 jours d'incubation) , le taux de croissance montre sa valeur la plus basse (91.14 %) .

II- 4 - 3 – La longueur du troisième segment du membre pelvien « TARSO-METATARSE » :

Tableau 13 : Evolution du TARSO-METATARSE en fonction de la durée d'incubation

| Paramètres étudiés | Age | 1 ^{er} jour (n = 20) | 7 ^{ème} jour (n = 20) | 14 ^{ème} jour (n = 20) | 21 ^{ème} jour (n = 20) | Probabilité de Signification |
|----------------------------------|-----|------------------------------------|--|--|--|------------------------------|
| Longueur du TARSO-METATARSE (mm) | | 0 | 2.75 ± 0.78 CV : 28.36 [02 - 04] | 12.2 ± 1.73 CV : 14.18 [09 - 15] | 22.05 ± 1.57 CV : 7.12 [20 - 24] | $t_{obs} = 22.45 ***$ |
| Taux de croissance (%) | | 1 à 7 j 275 % | 7 à 14 j 343.63 % | 14 à 21 j 80.7 % | | |

Fig . 43 : L'évolution du TARSO-METATARSE



LTM : longueur du TARSO-METATARSE

Le TARSO-METATARSE se développe identiquement aux deux segments précédents du membre pelvien

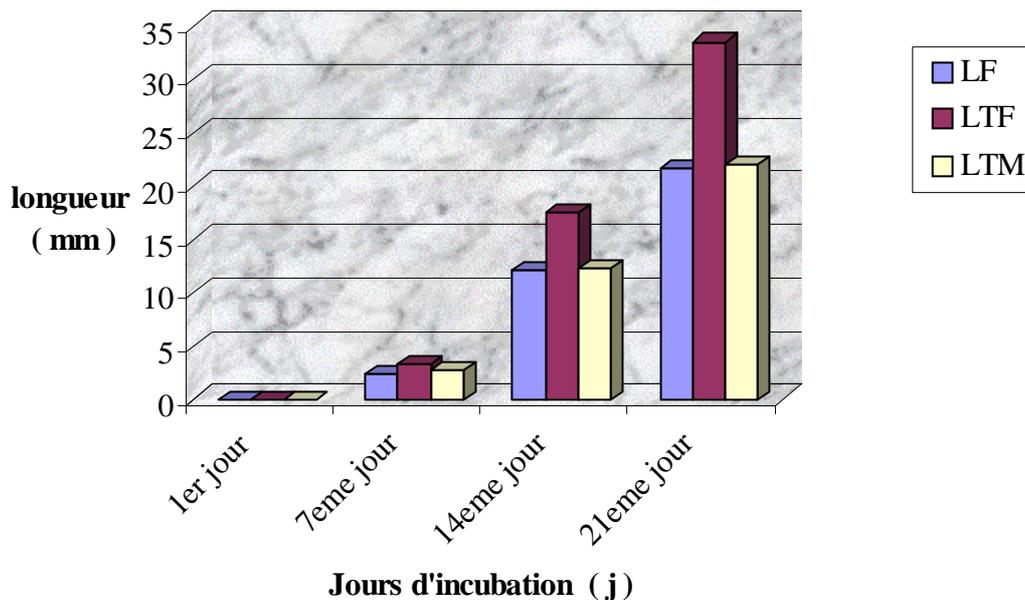
Ce troisième segment indique un taux de croissance en longueur de (257 %) entre le premier et le septième jour d'incubation , alors qu'il passe d'une valeur nulle à une moyenne en longueur de (2.75 ± 0.78) mm durant le même stade .

La longueur de ce segment augmente d'environ 4.5 fois plus , par rapport au stade précédent avec une moyenne de (12.2 ± 1.73) mm et des valeurs extrêmes comprises entre (9 et 15) mm .

Le taux de croissance le plus important est marqué également durant ce deuxième stade de développement (entre 7 et 14 jours d'incubation) avec (343.63 %) .

La longueur passe ensuite à (22.05 ± 1.57) mm lors du (21^{ème} jour) avec une diminution du taux de croissance qui atteint une valeur de (80.7 %) durant ce dernier stade (entre le 14^{ème} et le 21^{ème} jour)

Fig . 44 : Représentation graphique de la croissance en longueur des trois segments du membre pelvien



LF : Longueur du FEMUR ; LTF : Longueur du TIBIA-FIBULA; LTM : Longueur du TARSO-METATARSE

Sur la représentation graphique de l'évolution des trois segments du membre pelvien on remarque :

- ↪ Entre le 1^{er} et le 7^{ème} jour la longueur maximale du TIBIA-FIBULA est plus importante que celle du TARSO-METATARSE , la longueur du FEMUR arrivant en 3^{ème} position

- ↪ A partir du septième jour comme pour les trois segments de l'aile , la croissance en longueur est également plus importante pour les trois segments du membre pelvien .
- ↪ Entre le 7^{ème} et le 14^{ème} jour la longueur du TIBIA-FIBULA est toujours en tête suivie par celles des deux autres segments (FEMUR et TARSO-METATARSE) avec des valeurs analogues .
- ↪ Au dernier stade (entre le 14^{ème} et le 21^{ème} jour) , la longueur maximale du TIBIA-FIBULA continue de prédominer .

III- La détermination des valeurs des substances minérales dans la coquille de l'œuf embryonné:

Dans les paragraphes qui suivent nous allons présenter les résultats relatifs au dosage par spectrophotométrie d'absorption atomique du calcium , du magnésium et du manganèse et par spectrophotométrie dans le visible pour le phosphore , contenus dans les coquilles des œufs embryonnés aux stades (1 – 7 – 14 – 21 jours d'incubation) et rassemblés dans les tableaux (14 à 18) .

III- 1 - Teneurs globales des coquilles des œufs embryonnés en éléments minéraux :

Les résultats relatifs aux teneurs moyennes en minéraux des 80 coquilles d'œufs embryonnés sont rassemblés dans le tableau (14) :

Tableau 14 : Teneurs globales en éléments minéraux des coquilles d'œufs embryonnés :

| Elément dosé | Ca (%) | P (%) | Mg (%) | Mn (ppm) |
|---|--|---|---|--|
| $\bar{M} \pm \sigma$ CV [Min - Max] | 28.50 ± 3.30 CV : 11.57 [20.99 – 35.1] (n = 80) | 0.10 ± 0.02 CV : 20 [0.06 – 0.16] (n = 80) | 0.24 ± 0.06 CV : 25 [0.15 – 0.39] (n = 80) | 4.90 ± 0.74 CV : 15.10 [3.67 – 6.64] (n = 80) |
| Composition minérale de la coquille de l'œuf de consommation d'après SAUVEUR (1988) | 37.3 | 0.35 | 0.35 | 7 |

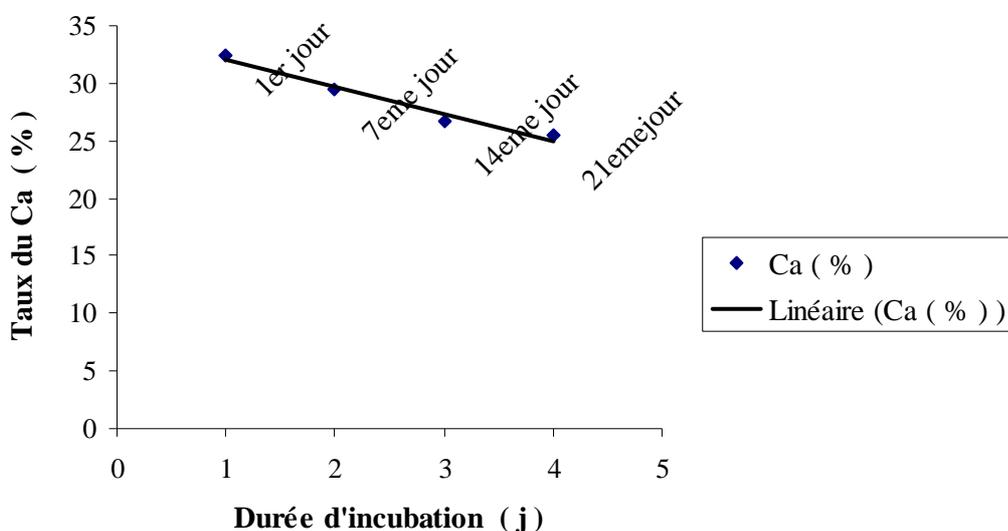
Nous constatons que les teneurs moyennes des coquilles des œufs embryonnés en calcium , en phosphore , en magnésium et en manganèse sont inférieures à la composition minérale des coquilles des œufs de consommation .

III- 2 – Teneurs en calcium dans les coquilles des œufs embryonnés :

Tableau 15 : Teneur en calcium de la coquille de l'œuf embryonné

| Eléments dosés | 1 ^{er} jour (n = 20) | 7 ^{eme} jour (n = 20) | 14 ^{eme} jour (n = 20) | 21 ^{eme} jour (n = 20) | Probabilité de signification |
|----------------|--|--|--|---|------------------------------|
| Ca (%) | 33.35 ± 2.53 CV : 7.58 [26.59 – 34.82] | 29.50 ± 1.99 CV : 6.74 [25.47 – 32.19] | 26.66 ± 1.77 CV : 6.63 [24.21 – 30.51] | 25.51 ± 1.72 CV : 6.74 [20.99 – 28.8] | t _{obs} = 1.12 *** |

Fig . 45 : Teneur des coquilles des œufs embryonnés en calcium



La teneur moyenne des coquilles des œufs embryonnés en calcium est de l'ordre de (28.50 ± 3.30) % / coquille

Nous constatons que le taux de calcium diminue du 1^e au 21^e jour d'incubation

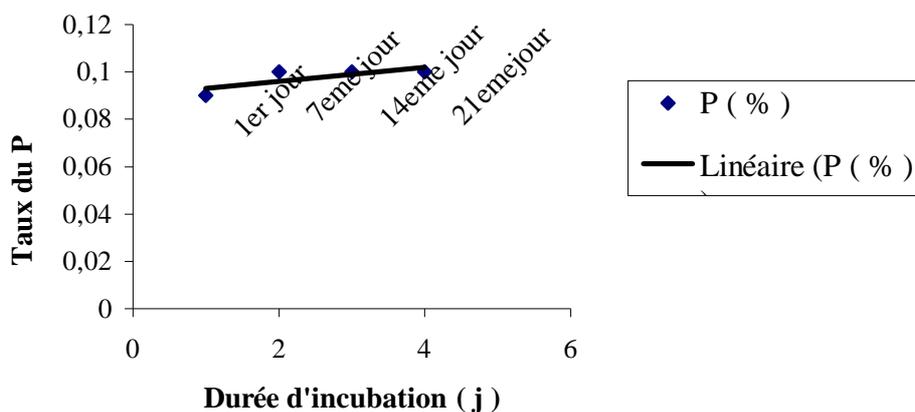
Dans la composition minérale des coquilles des œufs de consommation , le calcium est estimé à une valeur moyenne de 37.3 % (SAUVEUR , 1988) , teneur plus importante par rapport à celle obtenue dans notre étude dans les coquilles des œufs embryonnés . Ceci pourrait être expliqué par la mobilisation du calcium de la coquille , surtout active à partir du 13^e jour d'incubation , par l'embryon en voie de développement , pour l'édification de son squelette

III- 3 – Teneurs en phosphore dans les coquilles des œufs embryonnés :

Tableau 16 : Teneur en phosphore de la coquille de l'œuf embryonné

| Eléments dosés | 1 ^{er} jour (n = 20) | 7 ^{ème} jour (n = 20) | 14 ^{ème} jour (n = 20) | 21 ^{ème} jour (n = 20) | Probabilité de signification |
|----------------|--|---|---|---|------------------------------|
| P (%) | 0.09 ± 0.02 CV : 22.22 [0.06 – 0.16] | 0.10 ± 0.02 CV : 20 [0.07 – 0.13] | 0.10 ± 0.02 CV : 20 [0.07 – 0.13] | 0.10 ± 0.02 CV : 20 [0.06 – 0.13] | t _{obs} = 1.12 NS |

Fig . 46 : Teneurs des coquilles des œufs embryonnés en phosphore



Les teneurs moyennes en phosphore dans les coquilles des œufs embryonnés et pour les quatre stades étudiés sont presque analogues

Cependant la teneur moyenne en phosphore est de l'ordre de (0.10 ± 0.02) % / coquille

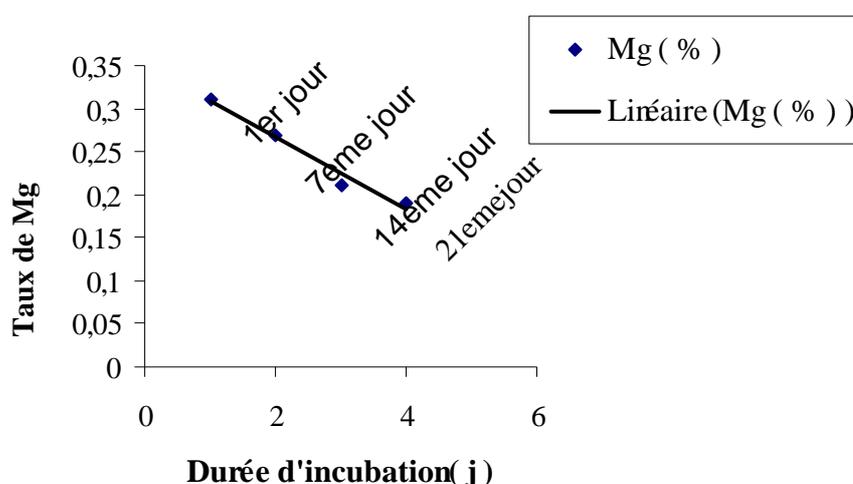
Les valeurs obtenues sont relativement faibles à la valeur du phosphore des coquilles des œufs de consommation 0.35 % / coquille (SAUVEUR , 1988) . Cette différence pourrait provenir du fait que l'embryon utilise également le phosphore de sa coquille au cours de son développement

III- 4 – Teneurs en magnésium dans les coquilles des œufs embryonnés :

Tableau 17 : Teneur en magnésium de la coquille de l'œuf embryonné

| Eléments dosés | 1 ^{er} jour (n = 20) | 7 ^{eme} jour (n = 20) | 14 ^{eme} jour (n = 20) | 21 ^{eme} jour (n = 20) | Probabilité de signification |
|----------------|--|--|--|--|------------------------------|
| Mg (%) | 0.31 ± 0.04 CV : 12.90 [0.26 – 0.39] | 0.27 ± 0.06 CV : 22.22 [0.17 – 0.35] | 0.21 ± 0.03 CV : 14.28 [0.15 – 0.26] | 0.19 ± 0.02 CV : 10.52 [0.15 – 0.25] | $t_{obs} = 7.86^{***}$ |

Fig . 47 : Teneurs des coquilles des œufs embryonnés en magnésium



Les valeurs obtenues sont largement inférieures par rapport aux teneurs en magnésium des coquilles des œufs de consommation : 0.35 % / coquille (SAUVEUR , 1988) .

La teneur moyenne des coquilles des œufs embryonnés en magnésium est de l'ordre de (0.24 ± 0.06) % / coquille

Le taux de magnésium diminue du 1^e au 21^e jour d'incubation . D'une moyenne de (0.31± 0.04) % / coquille au premier jour d'incubation , le taux de magnésium diminue à (0.27 ± 0.06) % / coquille au septième jour .

Avec une diminution plus importante entre le 7^{eme} et le 14^{eme} jour , la teneur moyenne passe alors à une valeur de (0.21 ± 0.03) % / coquille au quatorzième jour puis à une moyenne de (0.19 ± 0.02) % / coquille au 21^{eme} jour avec une baisse moins importante lors du dernier stade (entre le 14^{eme} et le 21^{eme} jour d'incubation) .

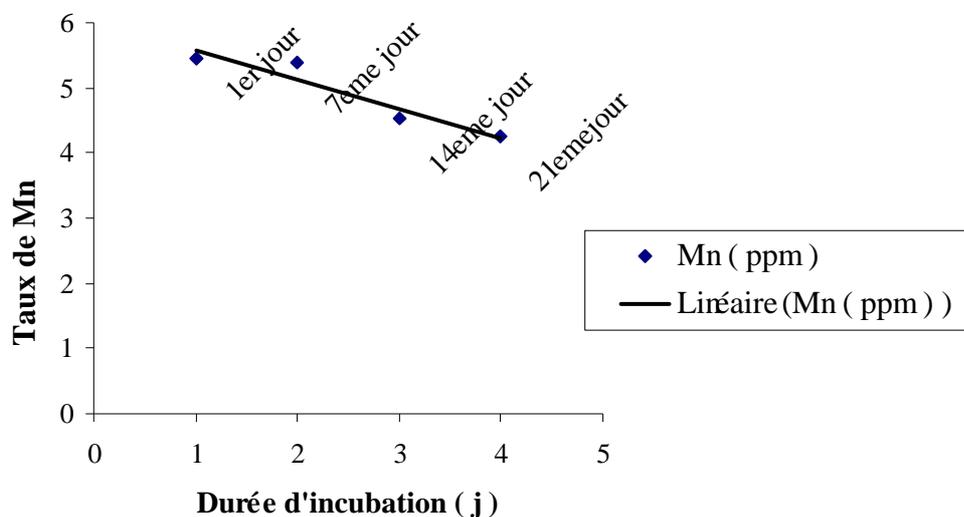
L'évolution du taux de magnésium est analogue à celle du calcium .

III- 5 – Teneurs en manganèse dans les coquilles des œufs embryonnés :

Tableau 18: Teneur en manganèse de la coquille de l'œuf embryonné

| Eléments dosés | 1 ^{er} jour (n = 20) | 7 ^{ème} jour (n = 20) | 14 ^{ème} jour (n = 20) | 21 ^{ème} jour (n = 20) | Probabilité de signification |
|----------------|---|--|--|--|------------------------------|
| Mn (ppm) | 5.44 ± 0.65 CV : 2.97 [4.43 - 6.64] | 5.38 ± 0.73 CV : 13.56 [4.19 - 6.63] | 4.53 ± 0.32 CV : 7.06 [4.18 - 5.6] | 4.25 ± 0.32 CV : 7.52 [3.67 - 4.8] | $t_{obs} = 6.49^{***}$ |

Fig . 48 : Teneurs des coquilles des œufs embryonnés en manganèse



La teneur moyenne en manganèse est de l'ordre de (5.44 ± 0.65) % / coquille lors du premier stade de développement . Elle est très légèrement moins importante dans le deuxième stade : (5.38 ± 0.73) % / coquille , puis elle baisse lors du stade suivant : (4.53 ± 0.32) % / coquille .

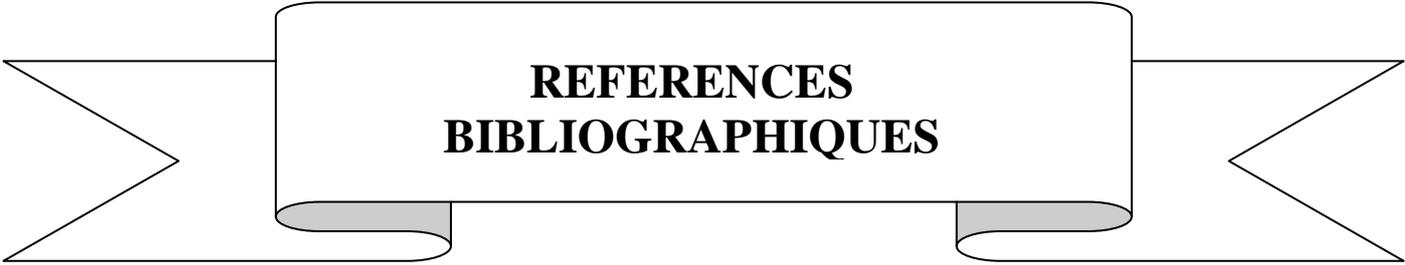
À 21 jours , elle marque une très légère diminution par rapport au stade précédent : (4.25 ± 0.32) % / coquille .

La coquille d'un œuf de consommation renferme en moyenne 7 ppm en manganèse (SAUVEUR , 1988) . Cette valeur indique que les coquilles des œufs embryonnés renferment moins de manganèse par rapport à celles des œufs de consommation .

CONCLUSION

L'étude ayant porté sur 80 œufs embryonnés et réalisée en fonction des différents stades du développement embryonnaire a permis de montrer que :

- 1- L'absence d'une synchronisation totale du développement embryonnaire de l'ensemble des œufs de poule d'une bande donnée
- 2- Entre le 1^{er} le 3^{ème} jour : Début de formation des principaux organes des systèmes nerveux , digestif et de la colonne vertébrale avec observation des battements cardiaques et apparition des bourgeons des ailes et des pattes .
- 3- Entre le 6^{ème} et le 9^{ème} jour : Apparition de l'ébauche du bec et de l'ébauche des plumes
- 4- Entre le 14^{ème} et le 16^{ème} jour : Apparition du duvet qui couvre entièrement le corps du poussin et durcissement du bec et des griffes
Entre le 19^{ème} et le 21^{ème} jour : Bec dans la chambre à air et éclosion
- 5- L'embryon évolue en longueur du 1^{er} au 21^{ème} jour d'incubation avec une élongation plus importante entre le 1^{er} et le 7^{ème} jour
- 6- La croissance en longueur de l'embryon est accompagnée de celle des trois segments de l'aile et du membre pelvien . L'allongement de ces derniers est plus important entre le 7^{ème} et le 14^{ème} jour
- 7- Les trois segments de l'aile augmentent en longueur du 1^{er} au 14^{ème} jour dans l'ordre croissant suivant : le troisième segment suivi du deuxième segment puis du premier . Au 21^{ème} jour le deuxième segment s'allonge considérablement et dépasse de loin la longueur du premier segment
- 8- Les trois segments constituant le membre pelvien subissent le même accroissement relatif de la longueur que ceux de l'aile mais les longueurs sont plus importantes que celles des segments de l'aile . L'évolution des trois segments du membre postérieur entre le 1^{er} et le 21^{ème} jour se fait dans l'ordre croissant : premier segment suivi du troisième segment le deuxième segment restant toujours prédominant
- 9- La composition minérale des 80 coquilles étudiées présente une diminution de leurs teneurs en calcium , en magnésium et en manganèse , du 1^{er} au 21^{ème} jour d'incubation avec des baisses plus importantes entre le 7^{ème} et le 14^{ème} jour .
- 10- Le phosphore a présenté un comportement indépendant des autres minéraux avec un taux stable du début jusqu'à la fin de l'incubation et avec une teneur largement inférieure à celle des œufs de consommation .



**REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES**

1- ABOUBAKRY –SARR . (1975) .

Modèle d'étude d'une structure de population : Analyse de la variabilité génétique de population " naturelle " de Mais (Zea mays-L) du Sénégal .

Thèse doct .Ing .univ . Paris sud , centre orsay : 55 p .

2- ANDRIEUX ,B. ;ZABORSKI ,P.(1978) .

Biologie animal , reproduction – développement .

Edi . MERAL . Paris .

3- ARIAS ,J .L . ;FERNANDEZ ,M .S .(1993) .

Molecular control of avian biomineralization .

In NYS,Y. (ed) Proc . 5^e symposium Européen sur la qualité de l'œuf et des ovoproduits , tours , vol . II , 116-126. WPSA , Tours

4- AUDIOT,V .;Thapon ,J-L .(1994) .

Composition de l'œuf de poule .

In : l'œuf et les ovoproduits , Paris

Coll . sciences et techniques agro-alimentaires . 344 pages

5- AZAR ,Y.; EYAL-GILADI ,H .(1979) .

Marginal zone cells –the primitive streak inducing component of the primary hypoblast in the chick
J . Embryol . Exp . Morpho . , **52** , 79-88 .

6- BAEHR ,J.C., MAISSIAT J.; PICAUD,J.L . (2000) .

Biologie animale vertébrés . Cours et QCM .

Edi . DUNOD . Paris .

7- BALENCON . (1970) .

Les infections transmises par l'œuf .

Document reproduction ITAVI . Supplément aux Nouv . Avic . de juillet 1970 .

8- BARONE ,R . (1964) .

Journées d'étude sur l'incubation

Bull . St . Exp . Avic . Ploufragan , Vol . **21** et **22** .

9- BARDET.(1988) .

aviculture française . chapi 5.6 , l'incubation artificielle
Ed . ITSV. Paris .

10- BEAUMONT , A .; CASSIER ,P .(1998).

Travaux pratiques de biologie animal Zoologie . Embryologie . Histologie .
3° Edi . DUOD .Paris

11- BEAUMONT,A . ; CASSIER ,P. (2000).

Biologie animale . Les cordés : anatomie comparée des vertébrés .
8° Edi . DUNOD . Paris .

12- BELL ,D.J. ; FREEMAN, B. M. (1971) .

Physiology and Biochemistry of the domestic fowl , Vol . 3 .
Academic Press , New-York .

13- BELLAIRS,R . (1963) .

The development of somites in the chick embryo
J . Embryol . Exp . Morph . , **11** , 697-714 .

14- BLIN ,P . C . (1978) .

Atlas d'anatomie aviaire . Cours supérieur d'aviculture
Rambouillet-Ggrignon .

15- BOARD,R .G . (1969) .

The microbiology of the hen's Egg .
Adv . Appl . Microbiol . , **11** , 245-281 .

16- BOUROCHE ,J.M ; SAPORTA ,G .(1980) .

L'analyse des données . Que sais je ?
Presse uni . de France N⁰ **1854** : 127 p .

17- BRACEGIRDLE ,B. ;FREEMAN,W.H.(1978) .

Atlas d'embryologie

3^{ème} edi . edi . DUNOD Université . Paris . 114 p .

18- CAUQUELIN .(1988) .

Aviculture française . Chapi 5.6 , l'incubation artificielle

Ed . ITSV . Paris .

19- CHANDEBOIS,R .(1976) .

Morphogenetique des animaux pluricellulaires

Maloine S . A . Editeur . Paris .

20- CLAVERT,J .(1960) .

Développement de la symétrie chez les vertébrés .

Bull Soc . Zool . France , T . 86 , pp . 381-401 .

21- COHEN,B . (2005) .

L'œuf extraordinaire , la valeurs nutritive de l'œuf

Disponible sur : <http://www.canadaegg.ca/francais/index.html> .

22- DAGNELIE , P.(1975).

Théorie et méthodes statistiques . Applications agronomiques . Vol II . Les méthode de l'inférence statistique .

Les Presses Agronomique de Gembloux .A.S.B.L.Belgique

23- DELARUE,M. (2005).

Disponible sur : http://www.inra.fr/actualites/NATURE/ypoule_biblio.htm

24- DE VOS,L .; VAN GANSEN ,P.(1980) .

Atlas d'embryologie des vertébrés .

MASSON , Paris , pp . 94 .

25- EDWARDS,N .A .; LUTTRELL ,V .;NIR ,I.(1976) .

The secretion and synthesis of albumen by the magnum of the domestic fowl .
Comp . Biochem . physio . 53 B , 183-186 .

26- ETCHESES,R .J .(1984) .

Maturation of ovarian follicles . In Reproductive biology of poultry (poultry science symp.Nb.17) ,
F. J . Cunningham et al . Ed . , British poultry Science Ltd , Edinburgh . , 51-73 .

27- EYAL-GILADI ,H .; KOCHAV,S .(1976) .

From cleavage to primitive streak formation : a complementary normal table and a new look at the
first stages of the development of the chick .

Dev . Biol . , **49** , 321-37.

28- FRANQUINET ,R .; FOUCRIER ,J. (1998) .

Atlas embryologie descriptive .

Edi . DUNOD . , Paris

29- FRASER ,R.C.(1960) .

Somite genesis in the chick . III. The role of induction .

J . Exp . Zool . , **145** , 151-67 .

30- FREDERIQUE ,F.(2001) .

De l'œuf à la poule .

Edi . BELIN . 159 p .

31- FREEMAN,D.M .;VINCE,M.A .(1974) .

Development of the avian embryo ,

Chapman & Hall , London .

32- FOUCART,T .(1985) .

Analyse factorielle-programmation sur micro-ordinateurs .

2^{eme} édi .édi . Masson : 33 p .

33- GALLERA ,J .(1971) .

Primary induction in birds .

Advances in morphogenesis . **9** , 149-80

34- GAUTRON ,J . ;NYS,Y .(1993) .

Protéines du fluide utérin : caractérisation et implication dans la minéralisation de la coquille de l'œuf .

In NYS Y . , (ed) Proc . 5 ème symposium Européen sur la qualité de l'œuf et des ovoproduits , Tours , Vol . II , 134 -140 . WPSA , Tours .

35- GAUTRON ,J.;HINCKE,M.T. ;MAN, K . ;PANHLEUX,M . ;BAIN,M . ;MCKEE,M.D . ; SOLOMON ,S.E . ;NYS,Y.(2001) .

Ovocalycin-32, a novel chicken eggshell matrix protein. Isolation, amino acid sequencing, cloning and immunocytochemical localization.

The journal of Biological Chemistry. **276** (42) . 39243-39252.

36- GERMS,A.C .(1991) .

Isolation of proteins from egg yolk , in quality of poultry products : Eggs and Egg products , Actes du IVeme Symposium Européen , 2 , 243-248 .

37- GETTY,R . (1975) .

Sisson and Grossman's the Anatomy of the domestic Animals .

5^e edition .Volume 2 .W . B . Saunders Company , philadelphia , London , Toronto .

38- GILBERT,A.B.(1971) .

The egg its physical and chemical aspects .

In : physiologie and biochemistry of the domestic fowl . D . J . BELL and B . M . FREEMAN . Academic Press london and New-York , Vol . N° **3** , 379-1399 .

39- GILBERT,A.B ., (1979) .

Femal genital organs . In Form and function in birds ,

Vol I , A . S . King et J . Mc . Lelland Ed ,Academic press New-york , 237-360 .

40- GUERIN,C., (1991) .

Fraction et hydrolyse enzymatique de protéines de blanc d'œuf ,
Thèse docteur ingénieur , ENSA – université de Renne I .

41- GURAYA,S .S ., (1989) .

Ovarian follicles in reptiles and Birds :

In : RARNER D . S . ,(ed) , zoo-physiology vol . 24 , 285 p , springer-verlag , Berlin .

42- GRASSE,P.P.,(1950) .

Traité de zoologie . Anatomie , Systematique , Biologie .

T . XV oiseau . Masson et Cie , Editeur , Paris .

43- HAMBURGER,V.;HAMILTON,H.L .(1951) .

A series of normal stges in the development of the chick embryo .

J . Morphol . , **88** , 49-92

44- HAMILTON,R . M . G .; HOLLANDS,K .G .;VOISEY,P .W .;GRUNDER,A.A . (1979) .

Relationship between egg shell quality and shell breakage in the ield .

A review . world's poultry science journal , **35** , 177 – 190 .

45- HAMILTON,R.M.G .(1982) .

Methods and factors that affect the measuement of egg shell quality .

Poult . Sci . , **61** , 2022 – 2039 .

46- HARVEY,S.;SCANES,C.G.;PHILLIPS ,J .G .(1987) .

Avian reproduction .

In : CHESTER JONES , INGLETON P . M . , PHILLIPS J . G . , (ed) fundamentals of comparativevertebrate endocrinology , 125-206 , plenum press , new-york .

47- HINCKE,M.T.;GAUTRON,J . ;TSANG,C.P.W.;MCKEE,M.D;NYS,Y.(1999) .

Molecular cloning and ultrastructural localization of the core protein of and eggshell matrix proteoglycan , ovocleidine –116 , in journal of biological Chemistry ,

Vol 274 , pp . 32915-32923

48- HINCKE,M.T. ;GAUTRON,J. ;PANHELEUX,M. ;GARCIA-UIZ,J.M. ; MCKEE,M. D.;NYS,Y.(2000) .

Identification and localization of lysozyme as a component of eggshell membranes and eggshell matrix .

In Matrix Biology , Vol 19 , pp . 443-453 .

49- HOUILLON,C.(1979) .

EMBRYOLOGIE .

Herman collection méthodes , Paris , pp .184 .

50- HOWARTH,B.Jr .(1984) .

Maturation of spermatozoa and mechanism of fertilization .

In reproductive biology of poultry (poultry science symposium Nb . 17) , F . J . Cunningham et al . Ed . , longmann Group , Harlow , 161-174.

51-JOENSUU,T.K.;YLIKOMI,T.J.;TOFT,D.O.;KEINANEW,R.A.;KULOMAA,M.S.; TUOHIMAA,P.J., (1990) .

Progesterone induced aviding as a marker of cytodifferentiation in the oviduct : comparison to ovalbumin .

Endocrinol . **126** , 1143-1155 .

52- JOHNSON,A.L .(1986) .

Reproduction in femal .

In STURKIE P. D . , (ed) , avian physiology , chap 18 , 403 –431. Springer verlag , Berlin .

53- JOHNSON,A.L .;WANG,S.Y.(1993) .

The molécular biology and endocrinology of inhibing in the domestic hen .

In SHARP P. J . , (ed) avian Endocrinology , 297-308 , J . Endocrinology Bristol .

54- KOCHAV,S.;EYAL-GILADI,H.(1971) .

Bilateral symmetry in the chick embryo . Determination by gravity .

Science , **171** , 1027-9 .

55- KRAMPITZ,G.;GRASER,G.(1988) .

Molecular mechanisms of biomineralization in the formation calcified shells .
Angew . Chem . Int . Ed . Engl . **27** , 1145-1156 .

56- LAKE,P.E.(1971) .

The male in reproduction . In physiology and biochemistry of the domestic fowl (vol . 3) , D . J
Bell et B . M .
Freeman Eds , Academic Press , New-york , 1411 – 1447 .

57- LAKE P,E .(1981) .

Male genital organs .
In form and function in birds . (vol . 2) , A . S .
King & J. Mc lelland Ed , Academic press , New-York , 1-62 .

58- L'AMOULEN,B .(1988) .

L'aviculture française . Chapi 5.6, l'incubation artificielle
Ed . ITSV. Paris .

59- LARBIER ,M . ;LECLERQ,B .(1992) .

Nutrition et alimentation des volailles
Edition INRA .Paris .

60- LAUGIER,C.;BRARD,E .;SANDOZ,D.;BOISVIEUX – ULRICHE,E .(1975) .

Interaction du benzoate d'œstradiol et de la progestérone sur le développement de l'oviducte de
caille .
Comp . Endocrinol . **26** , 285-300 .

61- LEACH R,M .;RUCKER R,B.;VAN DYKE,G.P.(1981) .

Eggshell membrane proteine : a non-elastin desmosine/isodesmosine-containing proteine ,
Arch . Biochem . Biophys., 207,353-359.

62-LE DOUARIN,N .(1982) .

The neural crest .
cambridge university press : Combridge .

63- LE MOIGNE ,A . (1997) .

Biologie du développement .

4^{ème} Edi . MASSON , Paris , pp .295 .

64- LI-CHAN,E .;NAKAI,S.(1989) .

Biochemical basis for the properties of egg white ,

Critical Reviews in poultry Biology , **2 (1)** , 21- 58 .

65- LILLIE . (1952) .

Developement of the chick .

3⁰ Ed . Holt et C⁰ , new-york .

66-LUCOTTE,G.(1980) .

ABREGES de Biologie animale et humaine PCEM 1 .

MASSON .Paris ., pp 387 . chapitre : II : embryologie

67- MARSHALL ,A .(1960) .

Biology and comparative physiology of birds .

Vol . I.2 . Academic Press , New-york , London .

68- MADER ,S .S.(1998) .

Biology Laboratory Manual .

Sixth edition . McGraw-Hill Companies , Inc . Previous edition . United states of America . 534 pp .

69- MONGIN,P.;SAUVEUR,B.(1979) .

The specific calcium appetite of the domestic fowl .

In food intake regulation in poultry (poultry science symp .Nb .14) , BOORMAN,K.N. ;

FEEMAN, B.M. Eds , British poultry science Ltd , Edinburgh , 171-189

70- MURAMATSU,T.;HIRAMATO,K.;OKUMURA,J.I.(1991) .

Changes in ovalbumine synthesis in vivo in the magnum of laying hens during the egg formation cycles .

Comp . Biochem . physio . 99B , 141-146 .

71- NYS,Y.(1990) .

Régulation endocrinienne du métabolisme calcique chez la poule et calcification de la coquille .
Thèse de docteur de l'université paris 6 .

**72- NYS,Y.HINCKE ,B.M .T.;ARIAS ,J-L .;GARCIA-RUIZ ,J-M .;SOLOMON,J-M .;
(1999) .**

Avian eggshell mineralization ,
In poultry and Avian Biology Review , Vol 10 , pp . 143-166

73- NYS ,Y.(2001) .

La coquille d'œuf un biomatériau composite .
J . Pour la science . **289** . , 48-54 .

74- NICKEL ,R.;SCHUMMER,A.;SEIFERLE ,E .(1973) .

Lehrbuch der Anatomie der Haustiere .
Band V : Anatomie der Hausvogel .Paul Parey , Berlin , Hamburg .

75- NICKEL ,R.;SCHUMER,A .;SEIFERLE,E .(1977) .

Anatomy of the domestic Fowl .
47 , 76 , verlag P . P arey , Berlin .

76- NICKEL ,R .;SCHUMER,A .;SEIFERLE,E .(1977) .

Anatomy of the domestic birds .
Verlag Paul Parey , Berlin-Hamburg , 202p ., 141 ill ., 7 pl .

77- NICOLET,G.(1970) .

Is the presumptive notochord responsible for somite genesis in the chick .
J . Embryol . Exp . Morph . , **24** , 467-78

78- NICOLET,G .(1971) .

Avian gastrulation .
Adv . Morphogen . , **9** , 231-62 .

79- O'MALLEY,B.W .(1984) .

Steroids hormone action in eucaryotic cells .
J . Clin . Invest . **74** , 307-312 .

80- PAGEAUX,J.F.;LAUGIER,C.;PAL,D.;PACHERO,H.(1984) .

Development of the oviduct in quail during sexual maturation in relation to plasma concentration of oestradiol and progesterone .

J . Endocrinol . **100** , 167-173 .

81- PASTEELS,J.J.(1945) .

New observations concerning the maps of presumptive areas of the young amphibian gastrula (*Ambystoma* and *Discoglossus*) .

J .Exp . Zool . , **89** , 255-281 .

82- PATTEN,B.M.(1971) .

Early embryology of the chick .

5^e édition . Mc Graw-Hill , New-York , pp . 284 .

83- PATTIER,J.Y.(1991) .

Croissance et développement des animaux

Ed . Marketing . Paris . pp , 124 .

84- PEDRIX,J.(1950) .

L'incubation et les maladies du poussin .

Vigot .Fr . , Paris .

85- PROTAIS,J.(1988) .

Aviculture française .

Ed . ITSV . Paris .

86- PROTAIS,M.;DONAL ,R.(1988) .

Aviculture française . chap 4 , La sélection .

Ed . ITSV . Paris .

87- RAWLES,M .E .(1936) .

A study in the localization of the organ forming areas in the chick blastoderm of the head process stage .

J . Exp . Zool . , **32** , 271-315 .

88- RENOUX,J.(1971) .

L'embryon de poulet .

Doin , Paris , pp . 191 .

89- RIDDLE,R.D.;TABIN ,C.J.avril .(1999) .

Le développement des membres.

J. Pour la science , pp . 84 -89 .

90- REVIERS,M .(1971) .

Le développement testiculaire chez le coq .

Ann . Biol . Anim . Bioch . Biophys . , **11** , 519-546 .

91- ROBINSON,D.S.;MONSEY,J.B.(1972) .

Changes in the composition of ovomucin during liquefaction of chick egg white ,

Journal of the science of food and agriculture , **23** , 29-38 .

92- ROMANOFF,A .L .(1960) .

The avian embryo .Mac Millan , New-york .(81) : LAKE . P . E . , 1981 . Mal genital organs .

In Form and function in birds . (vol . 2) , A . S .

King et J . Mc Lelland Ed , Academic Press , new-york , 1-62 .

93- ROMANOFF,A.L .(1967) .

Biochemistry of the avian embryo ,

wiley , New-york .

94- ROMANOFF,A .L .;ROMANOFF,A . J .(1949) .

The avian egg .

Wiley , Chapman et hall , Naw York

95- SAULTNER ,D .(2001) .

La reproduction des animaux d'élevage .

Ed . Sciences et Techniques Agricoles . Paris

96- SAUVEUR ,B.(1967) .

Conservation des œufs de poule et éclosivité .

Ann . Zootech . , **16** (1) , 89-115

97- SAUVEUR .;MONGIN .(1971) .

Répartition des électrolytes et du glucose dans l'œuf conservé sous 0 ou 2 % de gaz carbonique .
Annales de biologie Animale , de Biochimie et de Biophysique , **11** (4) , 625-643 .

98- SAUVEUR,B.(1974) .

Recherches sur la fraction hydro-minérale de l'albumen de l'œuf .
thés Doctorat , Tours .

99- SAUVEUR ,B.(1978) .

La responsabilité de la poule dans la casse de l'œuf n'est pas aussi élevée qu'on le pense .
L'aviculteur , **380** , 17-23 .

100- SAUVEUR ,B.(1979) .

Conservation prolongée et transport des spermatozoïdes dans les voies génitales des oiseaux .
In oviducte et fertilité I . Brosens et al . Ed , Masson , Paris , 65-86

101- SAUVEUR,B.(1988) .

Reproduction des volailles et production d'œuf .
Ed . INRA . 449pages.

102- SAUVEUR,B.(1988) .

Structure , composition et valeur nutritionnelle de l'œuf , dans Reproduction des volailles et
production d'œuf ,
Ed . INRA, Chapitre 14 , 347-436

103- SAUVEUR,B.(1994) .

L'œuf et les ovoproduits ,
Coll . sciences et techniques agro-alimentaires . 344 pages .

104- SAINT-PIERRE ,M.(16-04-2004) .

Comprendre la formation de la coquille de l'œuf disponible sur :
http://www.tours.inra.fr/sra/internet/resultats/actuels/coquille_œuf.html.
consulté le 25/11/2004 .

105- SANDOR ,S.A

New method for in vivo time-laps cinematography of the chick embryo during the first three days of development .

Rev . roum . Embryol . Cytol .Série embryol . , **5** , 77-80 .

106- SANDOZ,D. ;ULRICH,E .;BRRARD,E .(1971) .

Evolution des ultrastructures du magnum au cours du cycle de ponte chez la poule .

J . Microscopie , **11** , 371- 400 .

107- SAVEL ,J.(1971) .

Biologie animale . II . Embryologie .

Société d'Edition d'Enseignement Supérieur , Paris .

108- SCHWARZE ,H .E .(1966) .

Kompendium der vateinar-Anatomie . Band V : Anatomie des Hausgeflugels .

Veb Gustav Fischer Verlag Jena .

109- SHENSTONE ,F.S.(1968) .

The gross composition , chemistry and physico-chemical basis of organization of the yolk and whithe , in : Egg quality ; a study of Hen's Egg ,

Oliver and Boyd Eds . , Edinburgh ,26-58.

110- SIMKISS,K .(1976) .

Calcium in reproductive physiology .

Chapman et Hall , London .

111- SIMONS ,P.C.M .;WIERTZ ,G.(1970) .

Notes on the structure of shell and mrmbranes of the hen's egg : a study with the scanning electron microscope .

Ann . B iol . A nim . , Bioch . Bioph . , **10** , 31 – 49 .

112- SLACK , J.M .W.(1991) .

From Egg to Embryo ,

Combge univercity press

113- SPRATT,N.J.(1946) .

Formation of the primitive streak in the explanted chick blastoderm marked with carbon particles.
J. Exp. Zool., 103: 259- 304.

114- SPRATT,N.T.(1955) .

Analysis of the organizer center in the early chick embryo . I . localization of prospective notochord and somite cells .

J .Exp . Zool . 128 , 121-63 .

115- SPRATT,N.T.;HAAS,H .(1960) .

Integrative mechanisms in the development of the early chick blastoderm . I . Regulative potentiality of separated parts .

J . E xp . Zool . , 145 , 97-137.

116- SPRATT,N.T.;HAAS,H .(1961) .

Integrative mechanisms in the development of the early chick blastoderm . III . role of cell population size and growth potentiality in synthetic systems larger than normal .

J . Exp . Zool . , 147 ,271-93 .

117- STEPHAN,F.(1952) .

Contribution expérimentale à l'étude du développement du système circulatoire chez l'embryon de poulet .

Bull . Biol . Fr . Belg . , 86 , 217-308

118- STERN,C.D.(1990) .

The marginal zone and its contribution to the hypoblast and primitive streak of the chick embryo . development , 109 , 667-82 .

119- STERN,D.D.;CANNING,D.R .(1990) .

Origin of the cells that give rise to the primitive streak in the chick embryo .

Nature ., London , 343 , 273-5

120- STURKIE ,P.D.(1976) .

Avian physiology .

3^e ed . Springer Verlag . New York

121- SZUMOWSKI ,P.(1962) .

Contrôle de l'incubation des oeufs de poulet et de palmipèdes .
REC . Méd . Vet . , **138** . 75-93 .

122- TANABE ,Y.;NAKAMURA ,T.(1980) .

Endocrine mechanism of ovulation in chickens , quail and ducks . I Biological rythms in birds ,
Y . Tanabe et al .
E d , Springer verlag , Berlin , 179-188 .

123- THIBAUT,O.(1975) .

Cours de préparation à l'enseignement de la sexualité humaine ,
Société d'Edition d'Enseignement Supérieur , Paris .

124- TULLETT,S.G.(1987) .

Egg shell formation and quality . In WELLS R .G. BELYAVIN C.G., (ed) , Egg quality-current
problems and recent advances , poult .
Sci . S ymp . **20** , 123-146 , Butterworths, London .

125- VAKAET .(1985) .

Carte des territoires présomptifs .
In par le MOIGNE , 1997
4^{eme} Edi . MASSON , Paris , pp .295 .

**126- VAN DE VELDE ,J.P.;VERMEIDEN,J.P.W.;TOUW,J.J.A .;VVELDEHUIJZE ,J.
P.(1984) .**

Changes in the activity of chicken medullary bone cell population in relation to the egg – laying
cycle .
Metab . Bone Dis . Rel . Res . **5** , 191-193 .

127- VILLATE ,D .(2001) .

Maladies des volailles .
2^e Edi . France Agricole . Paris .

128- VOISEY,P.X .;HUNT,J.R .(1974) .

Mesurement of eggshell strength .
J . of texture studies , **5** , 135 – 182 .

129- WADDINGTON,C.H.(1933) .

Induction by the primitive streak and its derivatives in the chick .

J . exp . Biol . , **10** , 38 .

130- WADDINGTON,C.H.(1952) .

The Epigenetics of birds .

Cambridge University Press .

131- WELLS,R .G .(1967) .

Egg shell strength . 1 . The relationship between egg breakage in the field and certain laboratory assessments of shell strength .

Br . Poult Sci . , **8** , 131 – 139 .

132- WILLIAMS,J.B.(1977) .

The endocrine control of egg production in poultry pH .

D . Thesis , university of Edinburgh .

133- WOLPERT,L .(1969) .

Positional information and the spatial pattern of cellular differentiation .

J. Theor . Bio . , **25** , 1- 47 .

134- WOLPERT,L .;LEWIS,J.H .(1975) .

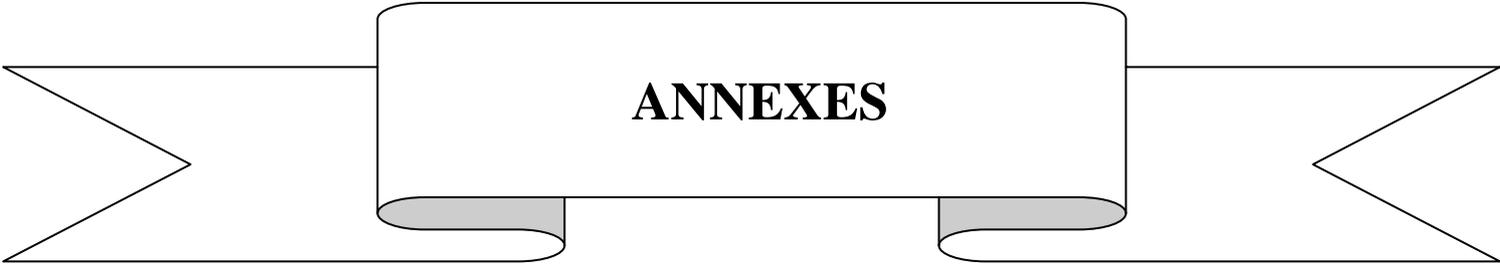
Towards a theory of development .

Fed . proc . , **34** , 14 -20 .

135- WOLPERT,L . et al.(1999) .

Biologie du développement . les grand principes ,

Dunod . Paris .

A decorative banner with a central rounded rectangle containing the word "ANNEXES". The banner has a ribbon-like appearance with pointed ends and a slight 3D effect at the bottom.

ANNEXES

ANNEXE A :

Analyse en composante principale :

Souvent notée A.C.P , consiste à décrire un ensemble d'individus et un ensemble de caractères quantitatifs . Basée sur l'étude de la covariance ou de la corrélation entre variable (FOUCART, 1985)

Les résultats sont donnés sous forme de représentation graphiques (ou diagramme) .

Leur interprétation n'obéit pas à une recette bien défini . Néanmoins , quelques observations susceptibles d'aider à l'interprétation . Elles peuvent paraître empiriques mais représentent cependant des constatation de praticiens de l'analyse ,dont l'opinion est digne de foi (ABOUBAKRY-SARR , 1975)

- notons que deux individus ou deux variables se ressemblant d'autant plus qu'ils sont proche l'un de l'autre (FOUCART, 1985)

- les caractères peu sélectifs sont regroupés au centre du diagramme (ABOUBAKRY-SARR , 1975)

- plus un point se situe à droite sur le graphique plus il s'écarte de la moyenne par de fortes valeurs des caractères.

- Les points situés à gauche du graphique correspondent évidemment au phénomènes inverse (BOUROCHE et SAPORTA G ., 1980)

D'une façon générale les positions opposés des caractères déterminent l'opposition entre eux .

ANNEXE B

Analyse en A.C.P

➤ Matrice de corrélation des variables :

Les résultats des corrélations des treize variables analysées sont reportés sur le tableau 1

Tableau N ° 1 : Matrice de corrélation des variables :

| | GA | PA | GL | LH | LRU | LCM | LF | LTF | LTM | Ca | P | Mg | Mn |
|-----|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|------|----|
| GA | 1 | | | | | | | | | | | | |
| PA | 0.11 | 1 | | | | | | | | | | | |
| GL | - 0.20 | - 0.20 | 1 | | | | | | | | | | |
| LH | - 0.21 | - 0.22 | 0.96 | 1 | | | | | | | | | |
| LRU | - 0.20 | - 0.24 | 0.95 | 0.97 | 1 | | | | | | | | |
| LCM | - 0.20 | - 0.21 | 0.95 | 0.98 | 0.98 | 1 | | | | | | | |
| LF | - 0.23 | - 0.25 | 0.94 | 0.96 | 0.97 | 0.97 | 1 | | | | | | |
| LTF | - 0.22 | - 0.27 | 0.93 | 0.95 | 0.97 | 0.97 | 0.99 | 1 | | | | | |
| LTM | - 0.22 | - 0.25 | 0.95 | 0.97 | 0.98 | 0.98 | 0.99 | 0.98 | 1 | | | | |
| Ca | 0.05 | 0.20 | - 0.80 | - 0.75 | - 0.73 | - 0.73 | - 0.72 | - 0.71 | - 0.73 | 1 | | | |
| P | 0.09 | - 0.09 | 0.03 | 0.02 | 0.004 | 0.02 | 0.02 | 0.03 | 0.02 | - 0.14 | 1 | | |
| Mg | 0.09 | 0.18 | - 0.74 | - 0.71 | - 0.68 | - 0.71 | - 0.69 | - 0.68 | - 0.70 | 0.69 | - 0.03 | 1 | |
| Mn | 0.22 | 0.06 | - 0.66 | - 0.68 | - 0.67 | - 0.67 | - 0.67 | - 0.67 | - 0.67 | 0.48 | 0.08 | 0.43 | 1 |

- ✓ GA : le grand axe de l'œuf ;
- ✓ PA : le petit axe de l'œuf ;
- ✓ GL : grande longueur de l'embryon
- ✓ LH : longueur de l'HUMERUS ;
- ✓ LRU : longueur du RADIUS-ULNA ;
- ✓ LCM : longueur du CARPO-METACARPE ;
- ✓ LF : longueur du FEMUR ;
- ✓ LTF : longueur du TIBIA-FIBULA ;
- ✓ LTM : longueur du TARSO-METATARSE ;
- ✓ Ca : calcium ; P : phosphore ; Mg : magnésium ; Mn : manganèse .

De l'ensemble de ces résultats , on remarque que :

1 - La corrélation de la grande longueur est positive avec :
l'HUMERUS ($r = 0.96^{***}$) ; le RADIUS-ULNA ($r = 0.95^{***}$) ; le CARPO-METACARPE ($r = 0.95^{***}$) ; le FEMUR ($r = 0.94^{***}$) ; le TIBIA-FIBULA ($r = 0.93^{***}$) ; et le TARSO-METATARSE ($r = 0.95^{***}$) ; qui sont toutes significatives au seuil de 1⁰/₀₀ .

Par ailleurs la grande longueur est corrélée négativement avec :

Le calcium ($r = - 0.80^{***}$ significatif à $1^0/_{00}$) ; le magnésium ($r = - 0.74^{***}$ significatif à $1^0/_{00}$) ;
 et le manganèse ($r = - 0.66^{***}$ significatif à $1^0/_{00}$)

Pouvoir explicatif des principaux axes :

tableau N° 2 : Contribution à la variation totale des premiers axes :

| Axes | I | II | III |
|-----------|----------|-----------|------------|
| Inertie % | 66.0 | 9.1 | 7.8 |

Le tableau N°2 montre que l'axe **I** explique à lui seule 66 % de l'ensemble des variations ,
 et l'axe **II** 9.1 % . Le troisième axe n'explique que 7.8 % des variations .

Ainsi , l'analyse du plan des axes **I** et **II** fournit 75.1 % d'explication , qui est largement
 suffisante pour décrire le regroupement et la caractérisation des variables et des individus

➤ **Caractérisation des axes I et II :**

Tableau N°3 : Corrélations entre les variables et les axes I et II :

| Axes Variables | I | II |
|-------------------|----------|-----------|
| GA | - 0.23 | 0.53 |
| PA | - 0.26 | - 0.30 |
| GL | 0.94 | 0.01 |
| LH | 0.96 | - 0.01 |
| LRU | 0.96 | - 0.02 |
| LCM | 0.96 | - 0.01 |
| LF | 0.96 | - 0.02 |
| LTF | 0.95 | - 0.007 |
| LTM | 0.97 | - 0.01 |
| Ca | 0.63 | - 0.25 |
| P | 0.03 | 0.64 |
| Mg | 0.57 | - 0.13 |
| Mn | 0.50 | 0.27 |

GA : le grand axe

PA : le petit axe

GL : grande longueur de l'embryon

LH : Longueur huméral

LRU : longueur du RADIUS-ULNA

LCM: longueur du CARPO-METACARPE

LF : longueur fémoral

LTF : longueur du TIBIA-FIBULA

LTM : longueur du TARSO-METATARS

Ca : calcium

P : phosphore

Mg : magnésium

Mn : manganèse

Le tableau N ° 3 montre que , l'axe I détermine l'augmentation de la grande longueur de l'embryon ainsi que la longueur de : l'HUMERUS , RADIUS-ULNA , CARPO-METACARPE , FEMUR , TIBIA-FIBULA , TERSO-METATARSE ; dans son sens positif . Alors que le taux de calcium , de magnésium et de manganèse , sont déterminés par le sens inverse .

➤ **Délimitation des groupes d'individus :**

Sur la figure I , on remarque :

- ☞ La position périphérique des variables suivantes : grande longueur de l'embryon (GL) , longueur humérale (LH) , longueur du RADIUS-ULNA (LRU) , longueur du CARPO-METACARPE (LCM) , longueur fémorale (LF) , longueur du TIBIA-FIBULA (LTF) , longueur du TARSO-METATAESE (LTM) , teneurs en calcium (Ca) , en phosphore (P) , en magnésium (Mg) et en manganèse (Mn) , des coquilles des œufs embryonnés ; signe de leur fort pouvoir discriminant
- ☞ la délimitation de quatre groupes (A , B , C , D) par l'axe I qui correspondent respectivement aux individus âgés de : 1jour , 7 jour , 14 jour et 21 jour

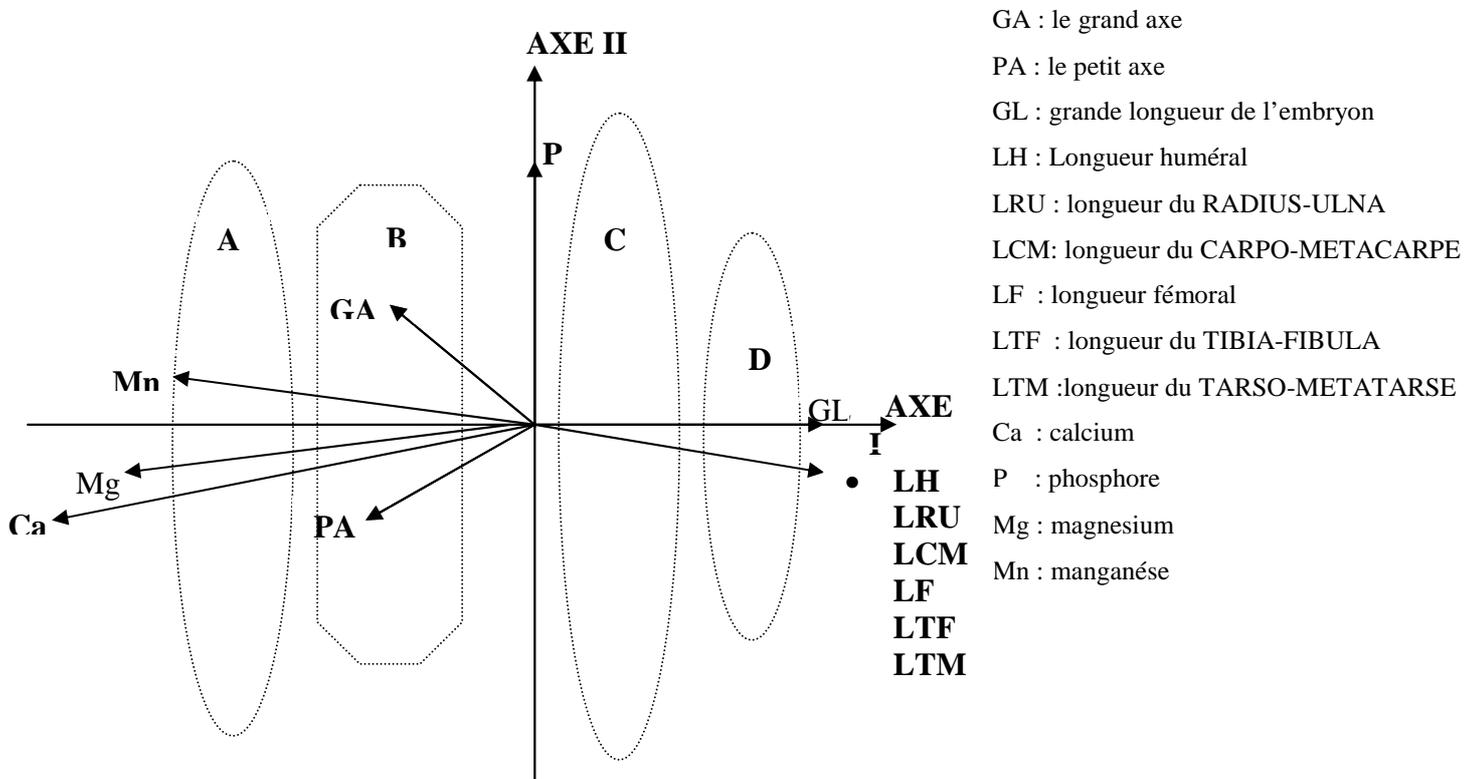


Figure I : Projection des variables et des individus sur le plan (I- II)

- Le groupe (A) ; situé à gauche du centre réunit les embryons au stade (1 jour) d'incubation , montrant :
 - ☞ les plus petites valeurs morphométriques : la grande longueur des embryons ainsi que des valeurs nulles des longueurs de chaque segment constituant les deux membres ;
 - ☞ les taux les plus élevés en calcium , en magnésium et en manganèse que contiennent les coquilles d'œuf embryonnés au stade (1 jour) .

- Le groupe (B) : réunit les embryons au stade (7 jours) , montrant :
 - ☞ Des valeurs morphométriques plus importantes que celles du groupe précédent et cela n'est guère en contradiction avec la bibliographie du moment que l'embryon continue sa croissance et sa différenciation tissulaire (FRANQUINET et FOUCRIER ., 1998) , donc il progresse en longueur . Ainsi que pour les membres dont les bourgeons apparaissent vers le troisième jour
 - ☞ La teneur en : calcium , magnésium et en manganèse des coquilles d'œufs embryonnés au stade (7 jours) d'incubation , a diminuée par rapport à ceux du groupe précédent

- Le groupe (C) : réunit les embryons au stade (14 jours) d'incubation , montrant : des valeurs morphométriques plus importantes , par rapport aux deux groupes précédant , ainsi que des taux des minéraux (calcium , magnésium , manganèse) composant les coquilles toujours en baisse

- Le groupe (D) : situé à droite du centre et qui réunit les embryons au stade (21 jours) montrant :
 - ☞ Les valeurs morphométriques les plus importantes de la série , puisque c'est le jour de l'éclosion , donc ces valeurs (grande longueur , longueur de : l'HUMERUS , RADIUS-ULNA , CARPO-METACARPE , FEMUR , TIBIA-FIBULA , TARSO-METATARSE) sont celles du poussin nouveau né .
 - ☞ Les teneurs en calcium , en magnésium et en manganèse : les plus basses de la série

L'axe II : dont le rôle est de répartir les individus en fonction du taux de phosphore contenu dans les coquilles des œufs embryonnés de : 1j - 7 j - 14 j et 21j d'incubation .

Il convient de retenir qu'à partir du premier jours d'incubation et jusqu'au 21^{ème} jour qui correspond au jour de l'éclosion :

- ✓ l'embryon croît en longueur . Cette élongation est accompagnée de celle des trois segments constituant des membres (antérieurs et pelviens) .
- ✓ A l'opposé ; les teneurs en calcium , en magnésium et en manganèse constituant les coquilles des œufs embryonnés décroissent ; ce qui implique l'utilisation de ces minéraux par l'embryon pour sa croissance et pour l'édification de son squelette .
- ✓ Les dimensions des mensurations de l'œuf : grand axe et petit axe n'influencent pas la croissance en longueur des embryons , ni celle de leurs membres .

ANNEXE C

La préparation des solution étalons se fait :

* Pour le Calcium les solutions étalons sont : 0.1 – 0.5 – 1 – 2 .

- 0.1 mg / l ----- 0.5 ml (de 10 mg / l) + 49.5 H₂O (50 ml)
- 0.5 mg / l ----- 2.5 ml (de 10 mg / l) + 47.5 H₂O (50 ml)
- 1 mg / l ----- 5 ml (de 10 mg / l) + 45 H₂O (50 ml)
- 2 mg / l ----- 10 ml (de 10 mg / l) + 40 H₂O (50 ml)

* Pour le magnésium les solution étalons sont : 0.1 – 0.5 – 1 .

- 0.1 mg / l ----- 0.5 ml (de 10 mg / l) + 49.5 H₂O (50 ml) .
- 0.5 mg / l ----- 2.5 ml (de 10 mg / l) + 47.5 H₂O (50 ml)
- 1 mg / l ----- 5 ml (de 10 mg / l) + 45 H₂O (50 ml)

* Pour le manganèse les solution étalons sont : 0.1 – 0.2– 0.5 .

- 0.1 mg / l ----- 0.5 ml (de 10 mg / l) + 49.5 H₂O (50 ml) .
- 0.2 mg / l ----- 1 ml (de 10 mg / l) + 49 H₂O (50 ml)
- 0.5 mg / l ----- 2.5 ml (de 10 mg / l) + 47.5 H₂O (50 ml)

ANNEXE D :

Les testes de conformité d'un coefficient de corrélation

Lorsqu'il n'y a pas de corrélation au niveau de la population, l'hypothèse nulle du teste de conformité s'écrit :

$$\mathbf{H_0 : \rho = 0}$$

Nous devons toujours supposer que les échantillons sont aléatoires et simples et éventuellement indépendants les uns des autres dans les comparaisons de deux ou plusieurs coefficients de corrélation. D'une manière générale, les problèmes de corrélation peuvent se présenter dans les mêmes conditions que les problèmes de régression. D'une part, on peut considérer une première variable dite dépendante, exprimée en fonction d'une autre variable dite indépendante. Dans ce cas, on suppose généralement que la variable dépendante est normale et de variance constante et que la régression est linéaire. D'autre part, on peut considérer deux variables indépendantes, dont on suppose que la distribution commune est une distribution normale à deux dimensions. En générale, les problèmes de corrélation concernent plus particulièrement le deuxième cas.

On peut faire appel aux distributions t . Le principe du teste est alors de calculer t_{obs} défini comme suit :

$$t_{\text{obs}} = \frac{|r| \sqrt{n-2}}{\sqrt{1-r^2}}$$

et de rejeter l'hypothèse nulle lorsque cette valeur est trop élevée, c'est à dire lorsque :

$$t_{\text{obs}} \geq t_{1-\alpha/2}$$

pour un niveau de signification α et avec un $n-2$ degrés de liberté.

Ce test de conformité avec une valeur théorique nulle est aussi appelé test de signification du coefficient de corrélation. Il est strictement équivalent au test de l'hypothèse correspondante relative au coefficient de régression :

$$\mathbf{H_0 : \beta_{yx} = 0}$$

On démontre en effet facilement que la valeur t_{obs} défini ci-dessus est identique à la valeur :

$$t_{\text{obs}} = |b_{yx} - \beta_0| \sqrt{\frac{SCE_x}{\sigma_{y,x}^2}} \quad \text{ou} \quad t_{\text{obs}} = |b_{yx} - \beta_0| \sqrt{\frac{(n-2) SCE_x}{SCE_y - SPE^2 / SCE_x}}$$

RESUME :

Un suivi du développement embryonnaire a été effectué sur des œufs de poule embryonnés du premier au 21^{ème} jour d'incubation . Plusieurs stades de développement ont été identifiés grâce aux évènements morphologiques observés sur des embryons

Les résultats obtenus ont révélé que le développement des embryons n'est jamais totalement synchrone .

L'étude morphométrique réalisée sur 80 œufs embryonnés a montré que la croissance en longueur de l'embryon s'accompagne de celle des 3 segments de l'aile et du membre pelvien et que cet allongement est plus important entre le 1^{er} et le 7^{ème} jour d'incubation pour la longueur de l'embryon et entre le 7^{ème} et le 14^{ème} jour pour les segments des membres

La composition minérale des coquilles des œufs embryonnés a montré une diminution des teneurs en Ca , Mg et Mn entre le 7^{ème} et le 14^{ème} jour ; le phosphore a montré un comportement indépendant des autres minéraux . De plus ces teneurs se sont montrées inférieures à celles des œufs de consommation .

MOTS CLES : œuf de poule / embryogenèse / morphométrie / coquille / éléments minéraux

ABSTRACT :

A follow-up of the embryonic development to been done on eggs of hen embryonnal of the first on the 21 day of incubation .

Several stages of development have been identified thanks to the morphological events observed on embryos the results obtained revealed that the development of the embryos is never completely synchronous

The morphometric study carried out on 80 embryonic eggs to revealed that the growth in length of the embryo comes with the one of the 3 segments of the wing and the pelvic member and that this elongation is more important between the 1st and the 7 day of incubation for the length of the embryo and between the 7 and the 14 day for the segments of the members

The mineral composition of the shells of the embryonic eggs showed a reduction of the contents in Ca , Mg and Mn between the 7 and the 14 day ; the phosphor showed an independent behavior of the other minerals. Moreover these contents appeared lower to those of the consumption eggs

KEY-WORDS : egg / embryogenesis / morphometric / egg shell / mineral elements .

الملخص

تم تتبع مراحل التطور الجيني لبيض الدجاج من أول يوم حتى اليوم الواحد والعشرون من الحضن الاصطناعي.

تم التعرف على بعض مراحل التطور الجيني بفضل التغيرات المورفولوجية الملاحظة على الأجنة

النتائج المحصل عليها أظهرت أن التطور الجيني غير متزامن كليا

الدراسة المورفومترية التي تم إجرائها على 80 بيضة دجاج ملقحة أظهرت أن نمو الجنين في اتجاه الطول يكون مصحوبا بالأقسام الثلاثة المكونة للجناح و العضو الخلفي و يكون النمو أكثر أهمية بين اليوم الأول و السابع للحضن الاصطناعي بالنسبة لطول جسم الجنين و بين اليوم السابع و اليوم الرابع عشر للحضن بالنسبة للأقسام الثلاثة المكونة لكل عضو .

المحتوى المعدني لقشرة بيضة الدجاجة الملقحة أظهرت انخفاضا في كمية الكالسيوم و المغنيسيوم و المنغنيز بين اليوم السابع و اليوم الرابع عشر للحضن ، أما الفسفور فقد أظهر تصرفا مستقلا بالمقارنة مع الأملاح المعدنية الأخرى

ضف إلى ذلك هذه الكميات من الأملاح المعدنية كانت أقل بالمقارنة مع قشرة بيض الاستهلاك

الكلمات الدالة : بيض الدجاج ، التطور الجيني ، المورفوميترية ، قشر البيض ، الأملاح المعدنية.