



République Algérienne Démocratique Et Populaire
Ministère De L'enseignement Supérieur
Et De La Recherche Scientifique



Université Mouloud Mammeri De Tizi-Ouzou
Faculté Des Sciences Biologiques Et Des Sciences Agronomiques
Département Des Sciences Agronomiques

Mémoire De Fin D'étude

En vue d'obtention du diplôme de Master II

Filière : Agronomie

Spécialité: Production et Nutrition Animale.

Thème

**Effets de la concentration du CO₂ sur le taux et la fenêtre
de l'éclosion des œufs de poules**

Présenté par : **M. KOUADRI Khaled**

M. MOUHEB Ferhat

Soutenu le 04/07/2018, devant le jury composé de :

Président : Mr SIFER Kamel, Maitre assistant A, UMMTO

Encadreur : Mme DJOUBER-TOUDERT Fatima, Maitre assistante A, UMMTO

Examineur : Mme HANNACHI-RABIA Raja, Maitre assistante A, UMMTO

2017-2018

Remerciements

*Avant tout nous remercions le « **BON DIEU** » le tout puissant, de nous avoir accordé le courage, la patience et surtout la santé pour réaliser notre travail.*

Ce mémoire n'aurait jamais été entrepris ni achevé sans la patiente assistance et les conseils et orientations, méticuleux contrôles et suivis de notre promotrice

Mme DJOUBER-TOUDERT Fatima

Nous lui témoignons ici, notre gratitude et notre reconnaissance.

Nos remerciements les plus sincères s'adressent à :

Mr SIFER Kamel, Maitre-assistant A, **UMMTO**, de nous avoir fait l'honneur de présider le jury ;

Mme HANNACHI-RABIA Raja, Maitre-assistante A, **UMMTO**, de nous avoir fait l'honneur d'examiner ce travail.

*Nous Voudrions aussi exprimer notre gratitude au **Dr AIT AIDER Karim** et **Mr BEN YAHIA Nabil** sans qui ce travail n'aurait pas été possible.*

Enfin nous remercions toutes les personnes ayant contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce mémoire.

Dédicaces

Ce modeste travail achevé avec l'aide de **DIEU** le tout puissant, je le dédie à toutes les personnes que j'aime.

A mes très chers parents : **Hachimi et Zehra** qui ont été toujours présents à mes côtés par leur amour, soutien et encouragement.

A mes frères : Belkacem et Boualem.

A ma Sœur : Rosa.

A ma chère : Lynda.

A tous mes oncles et tantes.

A tous mes cousins et cousines.

A mes chers amis.

A toute l'équipe de l'IMAGE Pro by KOUADRI

Comme je le dédie également au terme de reconnaissance à Mon binôme Ferhat et toute sa famille.

A tous les enseignants qui ont contribué à ma formation au long de mon cursus universitaire.

A toutes les personnes qui m'ont vraiment soutenu et aidé même si de loin ; vous êtes une source de force pour moi ; je vous estime.

A toute la promotion PNA 2017-2018.

Khaled

Dédicaces

Ce modeste travail achevé avec l'aide de **DIEU** le tout puissant, je le dédie à
toutes les personnes que j'aime.

A mes très chers parents : Mouloud et Malika qui ont été toujours présents à
mes côtés par leur amour, soutien et encouragement.

A mes grands parents.

A mes frères : Achour, Ali et Abdellah.

A ma belle Sœur : Malika.

A ma petite nièce : Dacine.

A tous mes oncles et tantes.

A tous mes cousins et cousines.

A mes chers amis.

Comme je le dédie également au terme de reconnaissance à Mon binôme Khaled
et toute sa famille.

*A tous les enseignants qui ont contribué à ma formation au long de mon cursus
universitaire.*

*A toutes les personnes qui m'ont vraiment soutenue et aidé même si de loin ;
vous êtes une source de force pour moi ; je vous estime.*

A toute la promotion PNA 2017-2018.

Ferhat

SOMMAIRE

Liste des tableaux
Liste des figures
Liste des abréviations

Introduction 1

Première partie : Synthèse bibliographique

Chapitre I : Historique de l'aviculture.

I.1. Histoire de la production avicole domestique dans le monde.....	2
I.1.1. L'arbre généalogique des volailles domestiques	2
I.1.2. Principaux types et races de volailles	2
I.1.2.1. Les poulets domestiques	3
I.1.2.2. Les dindons domestiques	3
I.1.2.3. Les canards domestiques.....	3
I.1.2.4. Les oies domestiques	3
I.1.2.5. Les pintades	3
I.1.2.6. Les colombes et les pigeons.....	4
I.2. La situation de l'aviculture dans le monde	4
I.3. Production d'œufs dans le monde.....	4
I.4. La situation de l'aviculture en Algérie.....	5

Chapitre II : Généralités sur l'œuf.

II.1. Définition de l'œuf	7
II.2. Reproduction chez la poule	7
II.3. Anatomie de l'appareil reproducteur de la femelle des oiseaux	7
II.4. Etapes de la formation de l'œuf	9
II.4.1. Formation du jaune ou vitellus	10

II.4.2. Formation de l'albumen ou blanc de l'œuf.....	10
II.4.3. Formation des membranes coquillières	10
II.4.4. Formation de la coquille	10
II.5. Caractéristiques et constitution de l'œuf de poule	11
II.5.1. Composition globale de l'œuf	11
II.5.1.1. Composition du blanc	13
II.5.1.2. Composition du jaune	13
II.5.1.3. Composition de la coquille	13
II.6. La qualité de l'œuf.....	14
II.6.1. Méthodes de mesures de la qualité de l'œuf.....	14
II.6.1.1. Méthodes physiques	14
II.6.1.1.1. Le poids de l'œuf.....	14
II.6.1.1.2. La forme de l'œuf.....	15
II.6.1.1.3. Etude du jaune	16
II.6.1.1.4. Etude du blanc	16
II.6.1.1.5. Etude de la coquille	17
II.6.1.2. Méthode chimique	18
II.6.1.3. Facteurs de variation de la qualité de l'œuf à couvrir	19
II.6.1.3.1. L'âge de la poule	19
II.6.1.3.2. La précocité sexuelle	19
II.6.1.3.3. Le potentiel génétique.....	20
II.6.1.3.4. La nutrition et la santé des parentaux	20
II.6.1.4. Autre facteurs	21
II.6.1.4.1. L'habitat.....	21
II.6.1.4.2. L'hygiène et programme prophylactique.....	21
II.6.1.4.2.1. L'hygiène.....	21
II.6.1.4.2.2. Programme prophylactique	21

Chapitre III : Incubation des œufs de poule

III.1. Couvaision ou incubation naturelle	23
III.2. Incubation artificielle	23
III.2.1. Techniques d'incubation artificielle des œufs	24
III.2.2. Fertilité des œufs à couvrir	24
III.2.3. Traitement des œufs à couvrir.....	25
III.2.3.1. Ramassage des œufs.....	25
III.2.3.2. Tri des œufs à couvrir	25
III.2.3.3. Désinfection des œufs à couvrir.....	25
III.2.3.4. Stockage des œufs à couvrir	26
III.2.3.5. Transport des œufs à couvrir	26
III.2.4. Utilisation de la couveuse et procédés d'incubation	27
III.2.4.1. Installation de la couveuse	27
III.2.4.2. Préchauffage des œufs.....	27
III.2.4.3. Température d'incubation.....	27
III.2.4.4. Humidité relative ou hygrométrie	28
III.2.4.5. Mirage des œufs à couvrir.....	28
III.2.4.6. Ventilation ou aération	30
III.2.4.7. Niveaux de CO ₂	31
III.2.4.7.1. En période d'incubation	31
III.2.4.7.1.1. Le CO ₂ et l'ascite	31
III.2.4.7.1.2. Influence du CO ₂ sur le PH de l'albumen	31
III.2.4.7.1.3. Jours 1 –9 : taux de CO ₂ élevés.....	32
III.2.4.7.1.4. Jours 10 –17 : taux de CO ₂ Fixes	33
III.2.4.7.2. En période d'éclosion (J18-J21).....	33

III.2.4.8. Fenêtre d'éclosion	35
III.2.4.9. La position des œufs.....	35
III.2.4.10. Retournement des œufs	35
III.2.5. Performances d'éclosion en incubation artificielle.....	36
III.2.6. Le développement embryonnaire du poussin.....	36
III.2.6.1. Les principales causes des mortalités embryonnaires en fonction du temps d'incubation	37
III.2.6.2. La physiologie de l'éclosion.....	38

Deuxième partie : Partie expérimentale

Chapitre I : Matériels et Méthodes

I.1. Matériel.....	39
I.1.1. Description de la zone de l'étude.....	39
I.1.2. Organisation du Travail et matériel utilisé.....	39
I.1.3. Mesures prophylactiques	42
I.1.4 Origines des œufs.....	43
I.1.4.1. Souche utilisée	43
I.1.4.2. Age du cheptel	43
I.1.4.3. Bâtiment du cheptel	43
I.1.4.4. L'équilibre male/femelle.....	43
I.1.4.5. Alimentation du cheptel.....	43
I.1.4.6. Approvisionnement en eau	44
I.2. Méthodes.....	44
I.2.1. Collecte, tri et désinfection des œufs	44
I.2.2. Transport des œufs.....	44
I.2.3. Stockage des œufs.....	45
I.2.4. L'incubation	46
I.2.5. Le mirage et La pesée des œufs	46

I.2.6. L'éclosion	47
I.2.7. L'utilisation du CO ₂	47
I.3. Paramètres calculés	47
I.3.1. Taux d'éclosion.....	48
I.3.2. Taux de fertilité.....	48
I.3.3. Taux d'œufs clairs.....	48
I.3.4. Taux d'œufs non éclos	49
I.3.5. Analyse des données	49

Chapitre II : Résultats et discussions

II.1. Evolution des performances	50
II.1.1. Pesée des œufs	50
II.1.2. Age et stockage des œufs.....	50
II.1.3. Taux d'éclosion	51
II.1.4. Taux de fertilité	51
II.2. Classement des œufs.....	53
II.2.1 Taux d'œufs clairs	53
II.2.2. Taux d'œufs non éclos.....	53
II.3. Capacité de production	54
II.4. Mesure et réglage de CO ₂	54
II.5. Fenêtre de l'éclosion.....	58
Conclusion	59

Références bibliographiques

Résumé

Liste des tableaux

Tableau 01: Evolution des produits d'élevage en Algérie	6
Tableau 02 : Synthèse de la fondation de l'œuf chez la poule.....	9
Tableau 03 : Dimensions moyennes d'un œuf de poule de 60 g	12
Tableau 04 : Composition centésimale des parties d'un œuf de poule	14
Tableau 05 : Facteurs agissant sur le poids de l'œuf.....	15
Tableau 06 : Poids du poussin au dépend du poids de l'œuf.....	15
Tableau 07 : Diminution quotidienne des UH a différentes températures pendant la 1ere semaine de stockage	17
Tableau 08 : Les constituants de l'œuf.....	18
Tableau 09 : Effet de la précocité sexuelle sur la production	20
Tableau 10 : Rapport entre le taux de ponte et le taux de fertilité	24
Tableau 11 : Les étapes caractéristiques de développement embryonnaire du poussin du troisième jour d'incubation jusqu'à l'éclosion	37
Tableau 12 : l'Age du cheptel en fonction des tests.....	43
Le tableau 13 : les matières premières utilisée pour 1000g d'aliment	44
Tableau 14 : Le poids moyen des œufs couvés durant la période d'incubation (Pesée des œufs à couver).....	50
Tableau 15 : Durée de stockage des œufs, l'âge du cheptel ainsi le poids moyen des œufs incubés en fonction des différents tests.....	50
Tableau 16 : différentes valeurs des taux de fertilité que nous avons obtenu	51
Tableau 17 : Le taux d'œufs clairs	53
Tableau 18 : Les différentes valeurs des taux d'œufs non éclos	53
Tableau 19 : La Capacité De Production	54

Liste des figures

Figure 01 : Arbre généalogique des volailles domestiques.....	2
Figure 02 : Evolution mondiale de la production d'œufs (millions de tonnes).....	4
Figure 03 : La reproduction chez la poule.....	8
Figure 04 : La structure anatomique d'un œuf.....	11
Figure 05 : Composition globale de l'œuf.....	12
Figure 06 : Volume idéal de la chambre à air.....	30
Figure 07 : Evolution du taux de CO2 dans l'incubateur.....	32
Figure 08 : Evolution du taux de co2 dans l'éclosoir.....	34
Figure 09 : Evolution type des fenêtres d'éclosion en fonction du pourcentage de poussins.....	35
Éclos 12 heures avant d'être retirés de la machine.....	35
Figure 10 : Zone d'étude vue du aérienne.....	39
Figure 11 : Local aménagé pour l'étude.....	40
Figure 12: Table de travail.....	41
Figure 13 : La couveuse.....	41
Figure 14 : Bouteille de CO2 et cartes électroniques.....	42
Figure 15 : Pédiluve et IODOSAN utilisés.....	42
Figure 16 : Transport des œufs.....	45
Figure17 : Salle de stockage des œufs.....	45
Figure 18 : Pesée des œufs durant le mirage.....	46
Figure 19 : Evolution du taux de CO2 en % en fonction des tests.....	51
Figure 20 : Evolution du taux de fertilité en %.....	52
Figure 21 : Taux de co2 durant la période de l'incubation (témoin).....	55

Liste des figures

Figure 22 : Taux de Co2 durant la période l'Eclosion (témoin)	55
Figure 23 : Taux de Co2 durant la période de l'incubation (test 2)	55
Figure 24 : Taux de Co2 durant la période de l'éclosion (test 02)	56
Figure 25 : Taux de Co2 durant la période de l'incubation (test 03)	56
Figure 26 : Taux de Co2 durant la période de l'éclosion (test 03)	57
Figure 27 : Taux de Co2 durant la période de l'incubation (test 04)	57
Figure 28 : Taux de Co2 durant la période de l'éclosion (test 04)	58
Figure 29 : Les différentes fenêtres de l'éclosion des quatre tests	58

Liste des Abréviations

ISA : institut de sélection animale

PNDA: Plan National de Développement Agricole.

ITELV : institut technique d'élevage.

P : productions.

OMS : l'Organisation Mondiale de la Santé.

FAO : Food agriculture organisation.

MT : millions de tonnes.

% : pour cent.

Cm : centimètre.

G : gramme.

J : jours.

H : heure.

Mn : minute.

Mm : millimètre.

LDL : lipoprotéines de base densité.

HDL : lipoprotéines de haute densité.

INRA : institut national de recherche agronomiques.

Ac: Acide.

U.H : unité Haugh.

U.S.D.A : législation du département de l'Agriculture des États-Unis.

ml : millilitres.

CO₂: Dioxyde de Carbone.

°F: Degrés Fahrenheit.

°C : Degrés Celsius.

O₂: Oxygène.

Km: Kilomètres.

Liste des Abréviations

+: plus.

-: moins.

= : égale.

T : température.

L'incubation artificielle des œufs est une technique qui existe depuis très longtemps, avec des méthodes simples pour un nombre restreint d'œufs, elle est devenue avec la technologie une technique parfaitement maîtrisée, produisant de grands nombre de poussins comme en témoigne la taille des couvoirs modernes.

Le processus de production d'un poussin de qualité commence au niveau du troupeau reproducteur. Pour cela, des précautions doivent être prises à travers les différentes étapes de la chaîne de production influençant directement le produit final, et donc les performances qui en découlent.

En aviculture les résultats d'incubation sont quelquefois en dessous des espérances souhaitées à cause des mortalités embryonnaires anormalement élevées, des poussins mal formés, de petites tailles ou encore ayant ultérieurement une vitesse de croissance faible.

De nombreux facteurs peuvent ainsi être à l'origine de ces déconvenues tel que l'alimentation parentale, l'état sanitaire des reproducteurs, l'hygiène des couvoirs, les conditions d'incubation. Ces dernières affectent non seulement les résultats de l'éclosion mais également la qualité des poussins.

C'est dans ce cadre que s'inscrit notre étude dont l'objectif principale est de limiter les mortalités embryonnaires anormales et améliorer la qualité du poussin du jour en utilisant du CO₂ durant des périodes bien définies.

Notre document comporte deux parties principales l'une bibliographique, qui traite l'historique de l'aviculture, généralités sur l'œuf et l'incubation, la deuxième partie est l'expérimentation suivie des résultats et discussions et nous terminerons par une conclusion.

I.1. Histoire de la production avicole dans le monde :

Les volailles sont domestiquées depuis des milliers d'années. Des fouilles archéologiques révèlent qu'il y'avait des poulets domestiques en Chine il y a 8 000 ans et qu'ils se sont répandus plus tard en Europe occidentale, probablement en passant par la Russie. En Inde, la domestication a eu lieu indépendamment ou bien les oiseaux domestiques sont venus de l'Asie du Sud-Est. Des témoignages sur des combats de coqs il y a 3 000 ans en Inde indiquent que les poulets appartiennent à cette culture depuis très longtemps (Crowder, 1977).

Selon le même auteur, en Afrique, les poulets domestiques sont apparus il y a des siècles ; ils font maintenant intégralement partie de la vie africaine.

I.1.1. L'arbre généalogique des volailles domestiques :

Les oiseaux volants sont classés par trois groupes, la figure 01 représente les différentes races de ces groupes.

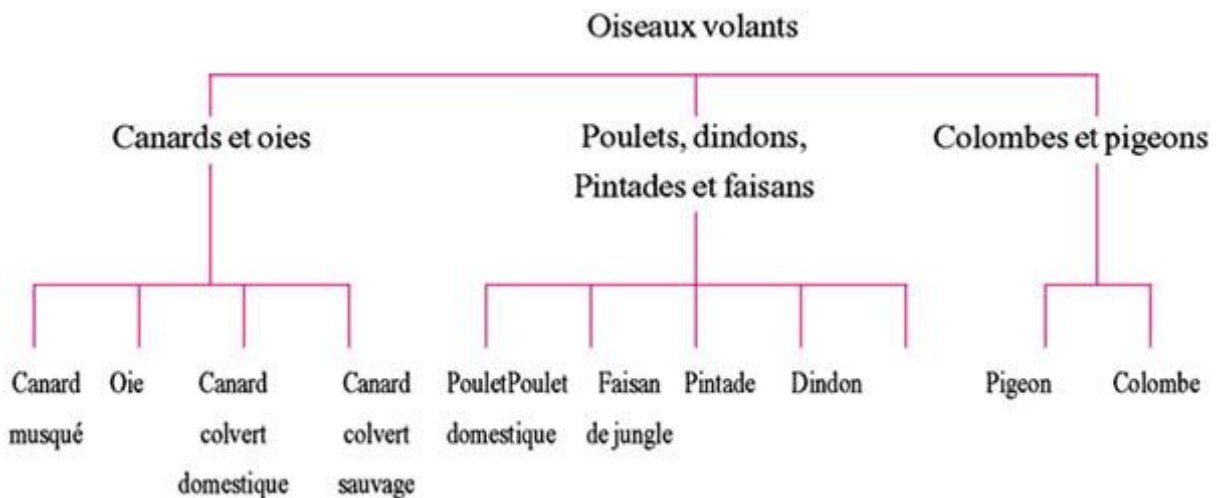


Figure 1 : Arbre généalogique des volailles domestiques. Source: Smith, (1990)

I.1.2. Principaux types et races de volailles :

D'après Alders (2005), les races de volailles sont les poulets domestiques, les dindons domestiques, les canards domestiques, les oies domestiques, les pintades et les colombes et les pigeons.

I.1.2.1. Les poulets domestiques :

Le poulet domestique descend d'un oiseau sauvage de la jungle asiatique. Dans les dernières décennies, deux types de poulet domestique ont été développés, l'un pour ses œufs, l'autre pour sa chair. Auparavant, les races comme le New Hampshire et le Light Sussex produisaient les deux. Les races à deux fins ne sont pas rentables sur les marchés commerciaux où s'exerce la concurrence, mais elles sont idéales en tant que poulets domestiques : les coqs sont élevés pour leur chair, les poules à la fois pour leurs œufs et leur chair (Alders, 2005).

Selon le même auteur, il existe de nombreuses races locales de poulets domestiques. Ils sont bien adaptés à leur environnement : ils peuvent voler pour échapper aux prédateurs, et la couleur et le motif de leur plumage leur sert de camouflage. Grâce à leur instinct profond pour la ponte, les poules couvent leurs propres œufs et maternent leurs fragiles poussins. Comme les poulets cherchent leur nourriture par eux-mêmes, il faut peu s'en occuper. Leur chair a une saveur forte qui plaît généralement aux consommateurs ; elle convient bien aux plats de viande bouillie qui sont courants dans les pays en développement. Leurs œufs ont souvent une coquille brune et un jaune foncé qui plaisent aux consommateurs.

I.1.2.2. Les dindons domestiques :

Le dindon a probablement été domestiqué au Mexique. Il était utilisé comme volaille domestique par les communautés d'Indiens d'Amérique dans ce qui constitue maintenant le Sud-ouest des Etats-Unis.

I.1.2.3. Les canards domestiques :

Le colvert est généralement considéré comme l'ancêtre des canards domestiques, à l'exception du canard musqué d'Amérique du Sud, qui appartient en réalité à la famille des oies. Sur les 500 millions de canards qui existent dans le monde, 430 millions sont en Asie. Les canards d'élevage commercial comme le canard d'Aylesbury et le canard de Pékin sont principalement élevés pour leur viande ; les canards comme le Campbell kaki sont élevés pour les œufs (Alders, 2005).

I.1.2.4. Les oies domestiques :

Les oies sont principalement élevées pour leur chair ; elles produisent également des plumes de qualité. Les oies domestiques descendent de l'oie sauvage grise d'Europe et l'oie cygnoïde d'Asie. Les oies domestiques sont de taille beaucoup plus grande que leurs ancêtres et elles ne volent plus.

I.1.2.5. Les pintades :

Les pintades originaires d'Afrique de l'Ouest sont maintenant élevées dans beaucoup de régions du monde mais, à l'exception de l'Afrique de l'Ouest, ce ne sont que de petits élevages.

I.1.2.6. Les colombes et les pigeons :

Dans les pays où on élève des colombes et des pigeons, les aviculteurs installent un abri pour la nuit, et les oiseaux trouvent leur nourriture par eux-mêmes. Dans les villages, on les élève souvent avec les poulets domestiques et les canards.

I.2. La situation de l'aviculture dans le monde :

La volaille constitue une source de protéines animales appréciable et économique, notamment pour les pays en voie de développement, ce qui a justifié son développement très rapide sur l'ensemble du globe depuis une trentaine d'années (Sanofi, 1999).

Ainsi, l'aviculture s'est développée pour devenir dans de nombreux pays la première production animale tant par le volume des viandes produites que par le tonnage des aliments composés. Parallèlement, la consommation des produits avicoles a régulièrement augmenté sans être nulle part entravée ni par des interdits religieux, ni par des traditions culinaires. D'autre part, la préoccupation accrue de ce type de production est dû au fait que les viandes du poulet de chair coûtent moins cher que les autres viandes (Larbier, Leclercq 1992).

I.3. Production d'œufs dans le monde :

Selon les estimations de l'Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO), la production d'œufs de poules dans le monde a atteint 68,3 millions de tonnes (MT) en 2013, soit une hausse de 3 % par rapport à 2012. Sur la dernière décennie, cette production se montre dynamique avec une croissance annuelle moyenne de 2,2 %, mais affiche un ralentissement par rapport à la décennie précédente (+ 4 %/an). La Chine, premier producteur mondial (24,5 MT), représente à elle seule 36 % de la production mondiale en 2013, suivie de l'Union européenne à 27 pour 10,2 % (7 MT), des États-Unis (5 MT), de l'Inde (3,8 MT) et du Japon (2,5 MT).

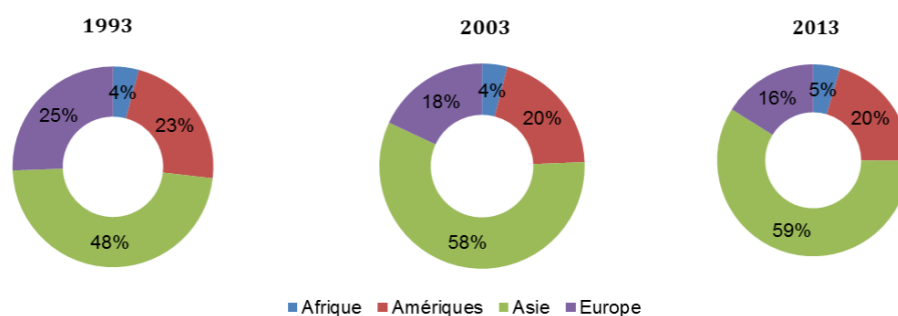


Figure 2 : Evolution mondiale de la production d'œufs (millions de tonnes).

Source : FAO (2015)

I.4. La situation de l'aviculture en Algérie :

Durant les années 60, l'aviculture algérienne était de type fermier, familial, sans organisation particulière, dont les faibles productions étaient réservées à l'autoconsommation. Le pays a vécu, dès 1969, une amorce d'un programme de développement des productions animales, dont l'aviculture, par la création de structures visant à organiser la production de l'aviculture.

Au début des années 80, l'Etat a mis en œuvre un important programme de développement du secteur avicole, basé sur l'élevage intensif de souches exotiques (ISA, Tetra...). Ces dernières sont régulièrement importées puisqu'il n'y a pas de production de matériel génétique de base localement. La conduite de ces souches se fait en intensif avec une taille moyenne de 3000 à 5000 sujets / atelier respectivement pour le poulet de chair et les poules pondeuses. Quant aux races locales, exclusivement exploitées dans les élevages traditionnels extensifs, elles sont très mal connues et sont regroupées sous l'appellation générique de populations. Elles n'ont fait l'objet ni de recensement ni de caractérisation génétique. Il en est de même pour la dinde, la pintade et la caille, pour lesquels des essais d'alimentation et des travaux de caractérisation ont été initiés par l'institut technique spécialisé ou ITELV (Anonyme 1).

A partir de l'an 2000, le lancement du Plan National de Développement Agricole (PNDA) visait la dotation en moyens indispensables, toujours dans le même objectif, de garantir aux consommateurs des produits avicoles de qualité et à des prix abordables en maintenant son pouvoir d'achat (Anonyme 2).

De toutes les productions animales en Algérie, cette production est la plus intensive comparée aux autres productions bovine, caprine..., qu'elle soit pour la viande ou pour l'œuf de consommation. Totalement "artificialisée" depuis les années 80, elle est pratiquée de manière industrielle dans toutes les régions du pays, même dans le Sud avec cependant une plus grande concentration autour des grandes villes du Nord (Feliachi, 2003).

D'après l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), la production de viandes blanches a connu une progression appréciable passant de 24000 tonnes en 1968 à 2 092250 tonnes en 2009. Cette augmentation s'explique par les efforts accomplis dans le domaine avicole.

Le tableau 01 montre l'évolution des produits issus de l'aviculture en Algérie entre 2000 et 2009.

Tableau 1 : Evolution des produits d'élevage en Algérie.

Unité: Quintaux sauf précision

Période	Espèces					
	Viandes rouges	Viandes blanches	Lait (10 ³ L)	Miel	Laine	Œufs (10 ³ U)
2000	2 517 830	1 981 360	1 583 590	10 540	177 090	2 020 000
2001	2 598 550	2 010 000	1 637 210	16 390	181 470	2 160 000
2002	2 907 620	1 507 000	1 544 000	19 495	197 520	3 220 000
2003	3 004 590	1 568 000	1 610 000	21 000	200 000	3 302 000
2004	3 200 000	1 700 000	1 915 000	28 000	230 000	3 500 000
2005	3 015 680	1 685 730	2 092 000	29 910	235 000	3 444 978
2006	2 985 000	1 453 000	2 244 000	25 000	240 000	3 570 000
2007	3 201 250	2 605 850	2 184 846	29 590	223 123	3 813 000
2008	3 157 570	3 056 950	2 219 708	33 120	221 887	3 507 575
2009	3 465 960	2 092 250	2 394 200	40 016	278 204	3 838 300
Moy	3 005 405	1 966 014	1 942 455	25 306	218 429	3 237 585

Source : MADR, (2009)

II.1. Définition de l'œuf :

L'œuf est un corps arrondi, protégé par une coquille, que produisent les femelles des oiseaux et qui, s'il est fécondé donne naissance à un jeune poussin (Larousse, 1997).

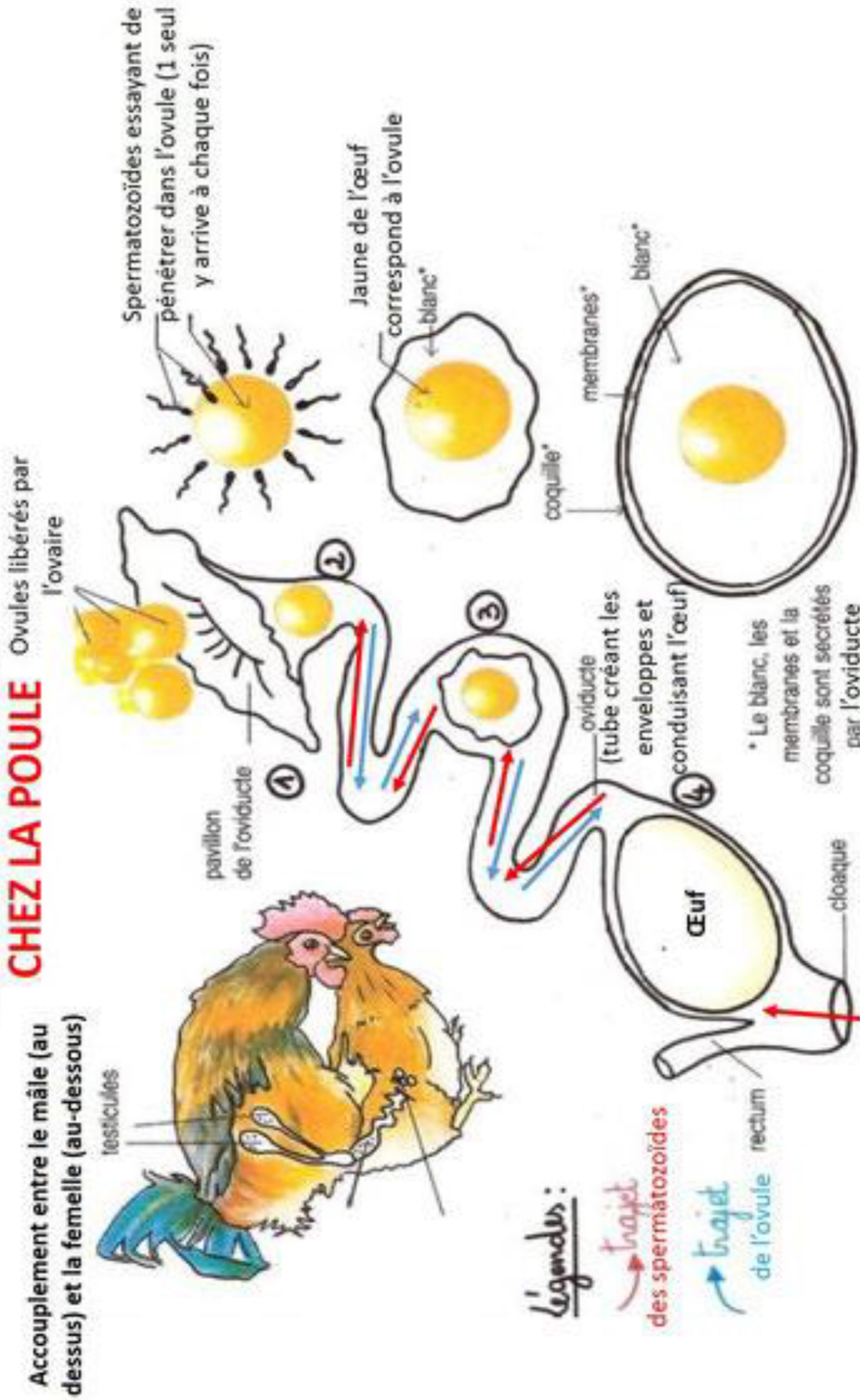
II.2. Reproduction chez la poule :

La reproduction se définit comme étant la fonction par laquelle les êtres vivants perpétuent leurs espèces. La reproduction sexuée, cas de la poule, fait appel à deux cellules haploïdes mâle et femelle, encore appelées gamètes, dont l'union est la fécondation (Sauveur, 1988).

II.3. Anatomie de l'appareil reproducteur de la femelle des oiseaux :

L'appareil reproducteur de la femelle des oiseaux est dissymétrique en opposition avec celui des femelles des mammifères. La partie droite du tractus génital (ovaire et oviducte) est restée au stade vestigial alors que la partie gauche occupe un volume important (Brugère, 1988). Chez la poule, l'appareil génital est constitué de l'ovaire qui produit les ovules et de l'oviducte qui débouche dans le cloaque (Figure 03). C'est dans l'oviducte que l'ovule s'entoure des principaux constituants de l'œuf (Sauveur, 1988).

LA REPRODUCTION CHEZ LA POULE



1: les ovules sont libérés un par un par l'ovaire et sont récupérés par le pavillon de l'oviducte (ils amorcent leur descente). 2: au cours de leur descente, dans la partie supérieure de l'oviducte, l'ovule sera fécondé par un spermatozoïde (voir à droite). 3: l'ovule fécondé va s'entourer de différentes membranes et d'une coquille protectrice en calcaire. 4: l'œuf est prêt à être expulsé par le cloaque lors de la ponte.

Figure 3 : Reproduction chez la poule. Source : Anonyme 3

Les organes génitaux de la poule se composent :

- D'un ovaire gauche situé dans la partie supérieure de la cavité abdominale entre le lobe crânial du rein, les vertèbres lombaires et les poumons ;
- D'un oviducte qui se présente comme un tube droit de couleur rose pâle s'étendant de la région de l'ovaire jusqu'au cloaque. Il mesure environ 70cm et son poids à vide est de 40g (Sauveur, 1988).

II.4. Etapes de la formation de l'œuf :

Selon Sauveur, (1988), la formation de l'œuf fait appel à deux structures anatomiques différentes de l'appareil génital femelle (Tableau 2). Il s'agit de l'ovaire qui produit le jaune et de l'oviducte où sont synthétisés le blanc, les membranes coquillières et la coquille.

Tableau 2 : Synthèse de la fondation de l'œuf chez la poule :

Repères anatomiques	Dimensions (cm)	Organes	Fonctions	Temps de Fonctions de l'œuf
Ovaire	7	Follicules	-Elaboration des gamètes femelles -dépôt du jaune -ovulation	150j 10j
Oviducte	9 33 10 10 10	-Infundibulum -Magnum -Isthme -Utérus -Vagin -Cloaque	-Fécondation -Dépôt du blanc -Dépôt des membranes coquillières -Conservation des spermatozoïdes -Expulsion de l'œuf (oviposition)	20mn 3h30 1h15 21h 99mn

Source : Sauveur, (1988).

II.4.1. Formation du jaune ou vitellus :

Le jaune de l'œuf ou vitellus est formé de couches déposées durant les phases d'accroissement de l'ovule. Les constituants des couches sont synthétisés au niveau du foie et transportées directement par le sang vers le jaune. Lorsque l'ovule atteint sa maturité, le follicule se déchire et libère ainsi le jaune. Celui-ci est ensuite capté par l'infundibulum (Sauveur, 1988).

II.4.2. Formation de l'albumen ou blanc de l'œuf :

La sécrétion de l'albumen a lieu dans le magnum. On distingue trois parties qui sont les chalazes, le blanc épais et le blanc liquide interne et externe (Sauveur, 1988). Les chalazes sont formées d'une torsion de fibres d'albumine, diamétralement opposées à la surface du jaune et qui tendent à maintenir celui-ci en position centrale (Lissot, 1987). A la sortie du magnum, l'albumen se présente sous forme de masse gélifiée épaisse renfermant 15 g d'eau (Sauveur, 1988).

II.4.3. Formation des membranes coquillières :

Elles sont élaborées dans un segment relativement court (10 cm) appelé isthme. Elles sont constituées de fibres protidiques et adhérentes l'une à l'autre sauf au niveau de la chambre à air. Les membranes coquillières confèrent à l'œuf sa forme finale. Elles sont formées de trois couches successives (mamillaire, spongieuse et cubriculaire) (Sauveur, 1988). Elles constituent une barrière protectrice à l'égard des contaminations (Lissot, 1987).

II.4.4. Formation de la coquille :

La formation de la coquille a lieu dans l'utérus (entre 20 heures du soir et 8 heures du matin chez la poule). Elle est constituée de cristaux : de carbonate de calcium recouverts d'une cuticule organique (Sauveur, 1988).

Selon le même auteur, les résultats de l'activité de l'ovaire et de l'oviducte (infundibulum, magnum, isthme, utérus et vagin) aboutissent à la formation de l'œuf et à son expulsion à l'extérieur du tractus génital.

On parle d'imposition ou ponte. Elle intervient en moyenne 24 à 26 heures (Tableau 02) après l'ovulation.

II.5. Caractéristiques et constitution de l'œuf de poule :

II.5.1. Composition globale de l'œuf :

L'œuf est composé de l'intérieur vers l'extérieur comme suit :

Le jaune ou vitellus, le blanc ou albumen, les membranes coquillières et la coquille (Sauveur, 1988; Delarue, 2004).

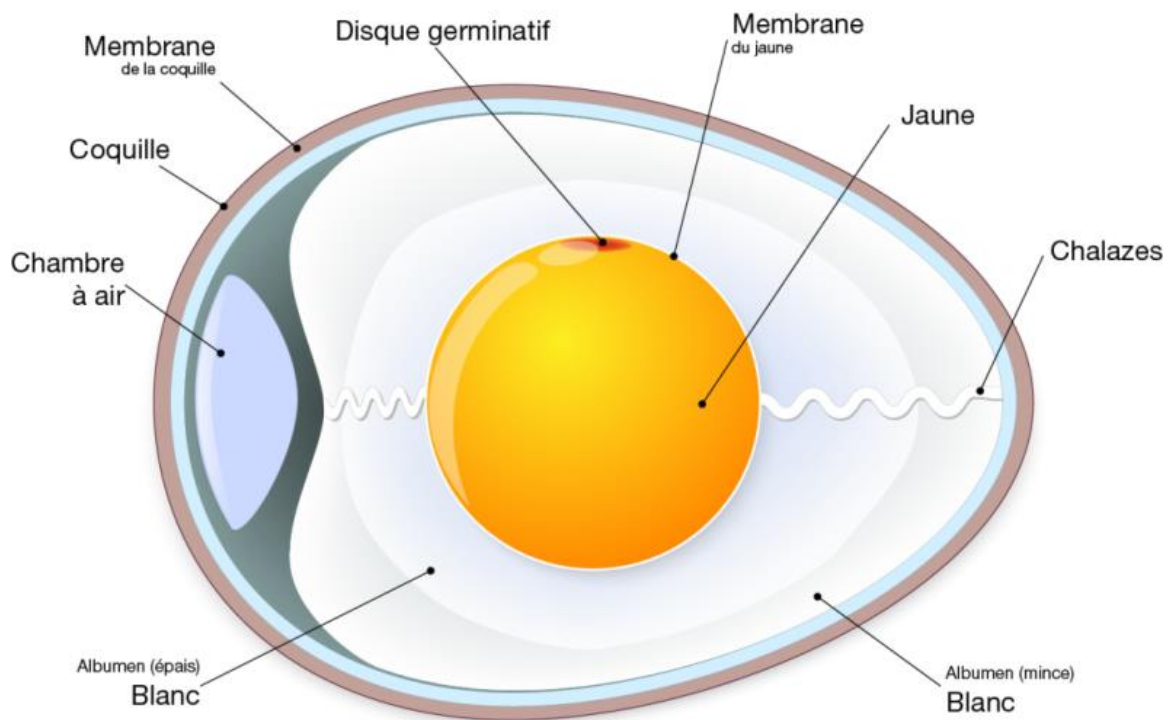
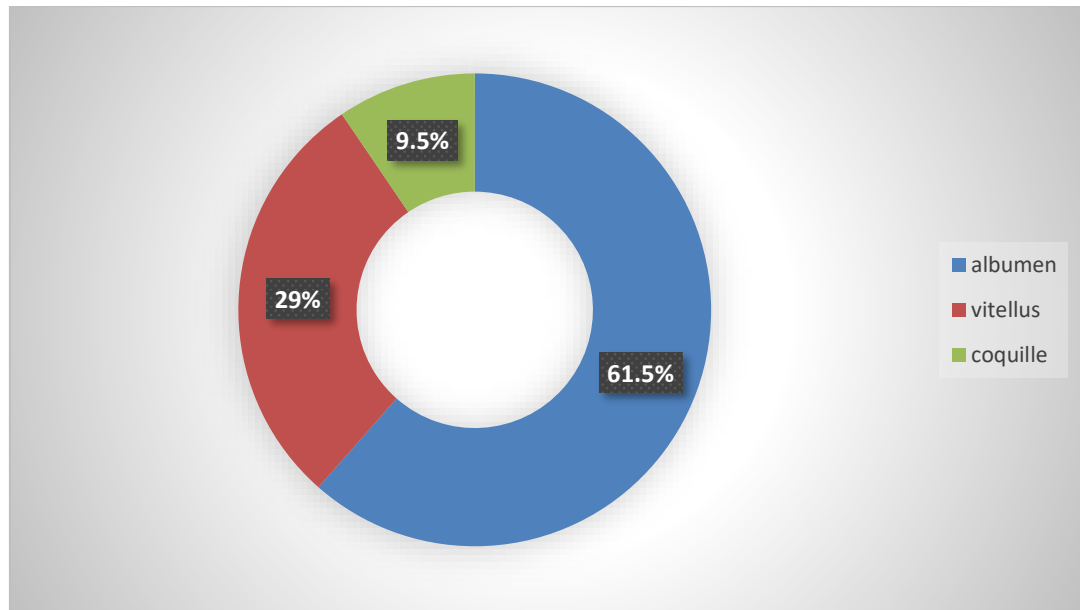


Figure04 : La structure anatomique d'un œuf

Source : Pacôme L ; (2018)

Les parts pondérales relatives de ces constituants de l'œuf de poule sont : coquille (9,5%), albumen (61,50%) et vitellus (29%) (Figure 5).



Source: Réalisée à partir des données de Sauveur, (1988)

Figure 5 : Composition globale de l'œuf

Les dimensions moyennes de l'œuf de poule de 60 Grammes (g) sont mentionnées dans le (Tableau 03). Le poids de l'œuf de poule est variable en fonction de la souche et de l'âge de la poule. Il est en moyenne de 30 à 70 g, (Wageningen et *al.*, 1998) et selon Sauveur, (1988), il est de 50 à 70 g. La coquille de l'œuf est moins épaisse que celle de la pintade (0,35 à 0,40 millimètre (mm) contre 0,44 à 0,62 mm). La fragilité des œufs de poule pose quelques soucis lors du transport des œufs lorsque les centres de production sont éloignés des lieux de consommation ou des lieux d'incubation (Sauveur, 1988).

Tableau 03 : Dimensions moyennes d'un œuf de poule de 60 g :

Partie de l'œuf	Grand axe	Petit axe	Grande circonférence	Petit circonférence	volume	Surface
dimensions	5.8cm	4.2cm	16cm	13cm	55cm	70cm

Source : Sauveur, (1988).

II.5.1.1. Composition du blanc d'œuf :

Le blanc d'œuf est composé en majeure partie d'eau et de protéines, mais contient aussi des glucides et des minéraux. Il est quasiment dépourvu de lipides que l'on retrouve seulement à l'état de traces (Audiont et Thapon, 1994).

II.5.1.2. Composition du jaune :

Selon Nau et *al.*, (2010), les principaux constituants du jaune sont les lipides qui se trouvent intégralement associés à des complexes lipoprotéiques, pour former des lipoprotéines de base densité(LDL) et des lipoprotéines de haute densité (HDL).

Les caroténoïdes représentent moins de 1% des lipides du jaune ; se sont eux qui lui donnent sa couleur.

II.5.1.3. Composition de la coquille :

La coquille renferme 1,6% d'eau et 3,3% de protéines qui constituent sa trame. La partie minérale 95,1% (Nys, 1994). Ces protéines agiraient tant qu'agent antibactérien dans le fluide utérin au cours de la formation de l'œuf (Gautron et *al.*, 2005).

La teneur en vitamines de l'œuf est variable car elle correspond à l'alimentation de la poule (Hirsh, 2003). Elle renferme toutes les vitamines (sauf la vitamine c). Les vitamines, qu'elles soient liposolubles ou hydrosolubles, sont majoritairement présentes dans le jaune, exception faite de la riboflavine et la niacine (vitamine B2 et B3) que l'on trouve principalement dans le blanc (Sauveur, 1988). Le tableau 4 montre la composition centésimale des parties d'un œuf de poule (Tableau 04).

Tableau 04 : Composition centésimale des parties d'un œuf de poule :

Analyse globale	En g pour 100g de chaque partie		
	Entier	Blanc	Jaune
Poids total	100	100	100
Eau	73.6	88.57	47.5
Matière sèche	26.4	11.43	52.5
Protéines	11.54	9.86	14.5
Lipides	11.0	—	30.25
Glucides	0.33	0.37	0.20
Vitamines	2.80	0.69	6.45
Cendres	0.73	0.51	1.10

Source : INRA ; (1992)

II.6. La qualité de l'œuf :

Dans le domaine de la reproduction, l'œuf est un ovule regroupant en mesures optimales des matières nutritives permettant la formation de l'embryon lors de l'incubation. Les critères sanitaires sont souvent les premiers considérés suivis du poids de l'œuf, de l'intégrité de la coquille et de sa porosité gouvernant les échanges gazeux de l'embryon ; l'évolution de l'œuf après la ponte agit également sur les résultats d'incubation (Sauveur, 1988).

II.6.1. Méthodes de mesures de la qualité de l'œuf :**II.6.1.1. Méthodes physiques :**

Afin de connaître la qualité de l'œuf, plusieurs paramètres interviennent et qui sont comme suit :

II.6.1.1.1. Le poids de l'œuf :

Le poids total de l'œuf est considéré comme le premier critère marchand. Les œufs les plus recherchés sont ceux compris entre 55g et 65g (Sauveur, 1988). Les principaux facteurs de variation du poids de l'œuf sont résumés dans le Tableau 05.

Tableau 05 : Facteurs agissant sur le poids de l'œuf :

Facteurs liés à l'animal	alimentation	environnement
Age de la poule	Protéines total	Mode d'élevage(cage)
Stade de ponte	Lysine-méthionine	Nycthémers long(26h)
précocité	Thréonine	Nycthémers très court (6h)
origine génétique	Ac. Gras essentiels	température
	phosphore	

Source (Sauveur ,1988)

Il est important de savoir que le poids du poussin est en étroite relation avec le poids de l'œuf comme le montre le Tableau 6.

Tableau 06 : Poids du poussin en fonction du poids de l'œuf :

Poids de L'œuf	Poids du Poussin
50g	66.5g
60g	67.4g
70g	68.4g

En général le poids de l'œuf augmente avec l'âge de la poule. La tendance d'augmentation est les résultats de l'évolution pondérale des différents composants de l'œuf et qui est étroitement liée au génotype. Le suivi régulier du poids de l'œuf est extrêmement important. Cependant, le contrôle de la quantité d'aliment à distribuer, en fonction de l'évolution du poids de l'œuf, doit être précisé par la prise en compte des facteurs suivant : variation brutale de la température, modification de la composition de d'élevage, maladies virales, stress... (Mibani et Bourezak, 1997).

II.6.1.1.2. La forme de l'œuf :

La forme de l'œuf est désignée par l'index de forme, dont la formule d'après sauveur (1988) est :

$$\text{Index de forme} = \frac{\text{Largeur}}{\text{Longueur}} \times 100$$

Les dimensions courantes d'un œuf 60 g sont :

Grand axe : 5,8 centimètre (cm), petit axe : 4,2 cm.

L'index de forme varie entre 0,65 et 0,82

La qualité de l'œuf est déterminée par son calibre.

L'uniformité de taille des œufs détermine l'homogénéité des poids des œufs

II.6.1.1.3. Etude du jaune :

Après la ponte, au moment où le blanc se liquéfie le jaune s'aplatit, l'index du jaune est alors utilisé. Il est égal au quotient de la hauteur par le diamètre :

Index du jaune= hj / d

hj : hauteur du jaune

d : diamètre.

Cet index est d'une mesure plus précise que l'index de blanc du fait de la régularité des formes mise en jeu (Sauveur, 1988). Le jaune doit avoir une couleur uniforme sans taches visibles, ni présence de morceaux de viande (Stemman, 1988).

II.6.1.1.4. Etude du blanc :

Selon Sauveur, (1988), la qualité du blanc indique la rigidité du gel formé par le blanc épais assurant une bonne protection du jaune à l'intérieur de l'œuf. Selon le même auteur, l'index d'albumen est obtenu en divisant l'épaisseur du blanc épais par sa largeur moyenne.

La qualité de l'albumen est évaluée en cassant un œuf sur une surface plane et en mesurant la hauteur de l'albumen. Celle-ci se mesure en unité Haugh (U.H) (Anonyme, 1996).

$$U.H=100.\log (h-1.7p^{0.37}) +7.57)$$

h=hauteur du blanc épais.

p=poids de l'œuf

Selon la législation du département de l'Agriculture des États-Unis (U.S.D.A) les œufs sont classés en trois catégories :

- A. Pour les valeurs d'UH comprises entre 79 et 55.
- B. Pour les valeurs d'UH comprises entre 55 et 31.
- C. Pour les valeurs d'UH inférieures à 31.

La cause la plus fréquente de la détérioration de la qualité de l'albumen est associée au vieillissement de l'œuf. Par ailleurs, l'élimination du gaz carbonique à travers la coquille entraîne une augmentation du pH de l'albumen et une réduction de la viscosité. Comme pour tout échange chimique, le taux de dégradation augmente avec l'élévation de la température, beaucoup d'autres facteurs peuvent également être mise en cause et en particulier les problèmes sanitaires (Tableau 07).

Tableau07 : Diminution quotidienne des UH à différentes températures pendant la 1ere semaine de stockage

Température (°c)	Pert d'U.H /jour
5	0.2
10	0.6
15	1.5
20	2.8
25	4.0

Source : (Anonyme, 1996.)

La perte enregistrée au cours des 24 premières heures suivant la ponte est supérieure aux valeurs annoncées ci-dessus ; il convient donc de ramasser les œufs immédiatement après la ponte (Anonyme, 1996).

II.6.1.1.5. Etude de la coquille :

L'étude de la coquille revêt plusieurs aspects complémentaires que sont la forme de l'œuf, la solidité de la coquille, sa couleur et sa porosité. La solidité de la coquille est évaluée par deux grandes classes de mesures qui sont :

Les mesures indirectes «de résistances » (dépôt de particules de coquille). Les mesures le poids de la coquille est estimé par 100cm² de surface :

$$I=C/S * 100$$

C : poids de la coquille(g)

S: surface (cm²) S=K.P

K : prend les valeurs (4.67-4.68) en fonction du poids de l'œuf est inférieurs à 60g.

Il est compris entre 60 et 70 ou supérieure à 70g.

D'après Mongin et Bonnet (1968) ; Bota et al, (1989) la solidité est en fonction de l'âge de la poule. Le taux de ponte, la souche, le taux de calcium dans la ration et l'état sanitaire de l'animal.

II.6.1.2. Méthode chimique :

La composition chimique de l'œuf (pesant approximativement 58 g) exprimée en pourcentage est représentée dans le Tableau 08.

Tableau 8 : Constituants de l'œuf :

ingrédients	Œuf entier	Œuf sans coquille	Blanc	Jaune
Eau	65.5	73.6	87.9	48.7
Protéines	12.1	12.8	10.6	16.6
MG	10.5	11.8	–	32.6
Glucides	0.9	1.0	0.9	1.05
MM	10.9	0.8	0.9	1.05

Source: Hubbard ISA (1996).

Le tableau 08 démontre les différentes valeurs des taux des constituant de l'œuf, le jaune est nettement plus riche en élément nutritif que le blanc.

II.6.1.3. Facteurs de variation de la qualité de l'œuf à couver :

Afin d'obtenir un poussin de 1^{er} choix les facteurs suivant ont une importance capitale dans la production d'œuf à couver (Anonyme, 2002).

II.6.1.3.1. L'âge de la poule :

L'âge de la poule est le principal facteur influençant la qualité d'œuf à couver avant la ponte. Cette qualité se dégrade progressivement lorsque la poule vieillit. Cependant, après le neuvième mois de production on assiste à :

L'apparition de coquille, de plus en plus fragiles.

Une dégradation de la qualité du blanc (liquéfaction).

Une augmentation de la fréquence de taches de sang.

On ne peut obtenir des poussins du 1^{er} choix que lorsque les reproducteurs ont 26 semaines d'âge au moins.

Les tous premiers œufs du début de ponte éclosent difficilement que plus tard dans le cycle de ponte. Pour la plupart des cycles de ponte, l'âge du troupeau n'a pas d'effet inverse sur l'éclosabilité. Les œufs issus de vieux sujets éclosent généralement de la taille de œufs (Anonyme, 2002).

II.6.1.3.2. La précocité sexuelle :

L'âge d'entrée en ponte de la poule est surtout important dans le contrôle de la qualité de la coquille ; plus la poule est précoce plus les œufs qu'elle pondra pendant sa vie risquent de présenter des problèmes de casse (Tableau 09).

A côté du problème posé par les œufs d'un petit calibre, la fragilité des coquilles conditionne le pourcentage d'œufs déclassés (Sauveur, 1982).

Tableau 09 : Effet de la précocité sexuelle sur la production.

	Précoce (7 jours avant)	Tardif	Ecart
Hausse d'œuf à			
32 semaines	4054	3736	
44 semaines	8390	8292	
60 semaines	13808	13954	
Poids moyen de l'œuf (g)			
32 semaines	53.2	56.3	3.1
44 semaines	56.0	59.1	3.1
60 semaines	58.2	61.2	3.0

Source : Pele, (1982).

Comparativement à un troupeau tardif, la production d'œuf est plus importante chez un troupeau précoce. L'écart est d'autant plus important lorsque le troupeau est jeune. En revanche. Le poids des œufs est plus important chez un troupeau tardif, l'écart persiste durant tout l'élevage.

II.6.1.3.3. Le potentiel génétique :

Le potentiel génétique des parents est très important. Les reproducteurs doivent être vigoureux.

L'élevage joue dans ce cas un rôle important, les erreurs de sexage doivent être éliminées puisque les poussins résultants d'un croisement erroné ne présentent pas les caractéristiques exigées.

II.6.1.3.4. La nutrition et la santé des parentaux :

Une mauvaise nutrition des parentaux peut causer un déséquilibre de protéines, graisses et vitamines dans le jaune et fragiliser l'embryon. Elle peut également fragiliser la quantité de la coquille et donc l'éclosabilité. La mauvaise santé des troupeaux peut également affecter la qualité de la coquille et de l'embryon. Aussi une infection de l'oviducte peut compromettre le jaune ou de l'albumen (Anonyme, 2002).

II.6.1.4. Autres facteurs :**II.6.1.4.1. L'habitat :**

Les reproducteurs doivent être logés dans des bâtiments ventilés, à des températures ambiantes adéquates, sur une litière de bonne qualité (sèche, non poussiéreuse, non croûteuse et sans moisissures) avec un programme lumineux approprié et ayant suffisamment de mangeoires et d'abreuvoirs et de ce fait les animaux se sentiront à l'aise donc seront capables de mieux résister à un passage d'agent contaminant et d'extérioriser leur potentiel de production, (Anonyme, 1988).

En outre, la ventilation est le moyen le plus efficace pour réduire le nombre de micro-organismes dans l'air pouvant contaminer les œufs à couver.

Au début de la ponte, la litière ne doit pas être épaisse pour éviter la ponte au sol.

II.6.1.4.2. L'hygiène et programme prophylactique :**II.6.1.4.2.1. L'hygiène :**

Tout élevage est menacé par des micro-organismes pathogènes. Les mesures sanitaires sont, donc, une nécessité absolue pour la réussite d'un élevage, (Anonyme, 1988), c'est-à-dire avoir des reproducteurs bien portant et en bonne santé, dans ce cas il faudra :

- Une bonne maîtrise de l'hygiène générale nécessite un poulailler parfaitement désinfectant, donc un sol bétonné avec des parois lisses.
- La désinfection du petit matériel d'entretien ou de dépannage avant l'entrée dans le bâtiment.
- Le stockage hygiénique des aliments.
- Désinfection des silos : par grattage, brossage et fumigation afin de détruire les champignons et moisissures.
- Contrôle sanitaire des poussins d'un jour ou de poulettes lors de la réception.
- La rupture entre la période d'élevage et la période de ponte doit se faire dans des conditions hygiéniques irréprochables, afin de ne pas rendre vains les efforts déployés en poussinière.
- Les véhicules de transferts et les caisses doivent être soigneusement désinfectées avant chaque usage.
- Incinération des animaux morts.

II.6.1.4.2.2. Programme prophylactique :

Les œufs d'incubation doivent provenir de reproducteurs rigoureux et bien portant auxquels ont été administrées toutes les vaccinations recommandées conformément au programme prophylactique.

Par ailleurs, il ne faut jamais vacciner contre la bronchite infectieuse lorsque les reproducteurs sont en production.

Les infections parasitaires telles que la coccidiose, vers ou autres ont un effet néfaste sur les résultats d'incubation, (Anonyme, 1988).

III.1. Couvaision ou incubation naturelle :

En fonction de sa taille, la poule peut couvrir 8 à 14 œufs (Wageningen et *al.*, 1998 ; Sonaiya et Swan, 2004; Eekeren et *al.*, 2006). Elle commence la couvée lorsqu'elle a fini de pondre.

Cette phase de couvaision se caractérise par une maintenance dans le nid, un retournement des œufs, une posture agressive lors d'une approche. Elle ne quitte que très brièvement pour s'alimenter et boire. En outre, elle a besoin de calme pour mener à bien la couvée (Sauveur, 1988). Pendant la couvée, elle fournit la température, l'humidité et la ventilation nécessaires au bon développement des œufs. L'éclosion intervient au bout de 21^{ème} jours d'incubation. Le taux d'éclosion varie selon plusieurs auteurs. Ainsi, (Sonaiya et Swan, 2004; Akouango et *al.*, 2005 et Eekeren et *al.*, 2006) rapportent respectivement des taux d'éclosion de 80 %, 75%, 71,7% et 70%. Après l'éclosion, la poule prend soin de ses poussins en leur apprenant à rechercher la nourriture. Elle les protège également des agressions extérieures comme le froid et les prédateurs (Wageningen et *al.*, 1998).

Selon Horst, (1990), les activités de couvaision et d'élevage des poussins accroissent la longueur de cycle reproductif chez la poule locale de 58 jours pour atteindre environ 74 jours (16 jours de ponte et de constitution de la couvée + 21 jours d'incubation + 37 jours d'élevage des poussins = 74 jours). Cette situation constitue une limite à la productivité de la poule et l'incubation artificielle pourrait être une solution à envisager.

III.2. Incubation artificielle :

L'incubation artificielle est l'ensemble des opérations qui, à partir d'une quantité d'œufs pondus, permet d'obtenir le maximum de poussins viables au coût le plus bas possible. Cette technique utilise des incubateurs qui sont conçus pour régulariser la chaleur, l'humidité, la ventilation et la rotation des œufs afin que s'accomplisse un développement embryonnaire normal (L'Amoulen, 1988). Il existe deux types d'incubateurs : les incubateurs à ventilation naturelle ou statique et les incubateurs à ventilation forcée ou dynamique où l'air est brassé par un ventilateur (Lissot, 1987).

Les incubateurs fonctionnent soit à l'électricité, au gaz ou au pétrole (Wageningen et *al.*, 1998) et ont des capacités variant entre 8 et 200 œufs pour les petits producteurs à plus de 100 000 œufs pour les grandes firmes (L'Amoulen, 1988).

III.2.1. Techniques d'incubation artificielle des œufs :

Une éclosion optimale et une bonne qualité du poussin ne peuvent être obtenues que si l'œuf est maintenu dans des conditions optimales, de la ponte à la mise en incubation.

III.2.2. Fertilité des œufs à couvrir

Les œufs à incuber doivent être fécondés. En reproduction naturelle, le taux de fécondation moyen des œufs varie entre 78 et 91% selon l'âge et l'origine des reproducteurs (coqs, poules) (Brillard ; Reviers ; 1989; et Akouango et *al.*, 2005). Les meilleurs résultats de fécondation sont obtenus avec des reproducteurs (coqs et poules) élevés dans des conditions similaires à celles des pondeuses. Selon Brillard, Reviers (1989) ; Smith (1992) et Wageningen et *al.*, (1998), le sex-ratio est en général d'un coq pour 10 poules avec des variations en fonction des races. Salaun, (1988), préconise plutôt que pour avoir une bonne fécondation, il faut 8 à 8,5% de coqs du nombre de poules pour obtenir 90 à 92% d'œufs fécondés dès la 26^{ème} semaine d'âge et dès 94 à 97% la 28^{ème} semaine.

Chez la poule, plus le taux de ponte est élevé, plus le pourcentage d'œufs fertiles est élevé, le Tableau 10 montre que les poules qui pondent le plus d'œufs seraient aussi celles qui auraient le plus d'attention.

Tableau 10 : Rapport entre le taux de ponte et le taux de fertilité :

NOMBRES D'ŒUFS PONDUS PAR SEMAINE	POURCENTAGE D'ŒUFS FERTILES
1	66
2	72
3	80
4	82
5	85
6	87
7	88

Source : Lissot ;(1987)

III.2.3. Traitement des œufs à couver :

Le traitement des œufs comporte plusieurs aspects dont les principaux sont le ramassage, le tri, la désinfection et le stockage.

III.2.3.1. Ramassage des œufs

Les œufs pondus ont une température voisine de celle du corps de la poule (40, 5°C). De ce fait ils devraient être ramassés régulièrement au moins deux fois par jour (Sauveur, 1988; Wageningen et *al.*, 1998) et refroidis à la température de stockage pour empêcher la pré-incubation et le développement de l'embryon (Cobb, 2008). En effet, l'embryon commence à se développer à 21°C et des changements de température ultérieurs peuvent entraîner une mortalité embryonnaire précoce qui pourra être faussement interprétée comme un problème de fertilité (Cobb, 2008). En outre, le matériel servant au ramassage des œufs (paniers; alvéoles) doit être propre et nettoyé régulièrement afin d'éviter toute souillure aux œufs (L'Amoulen, 1988).

III.2.3.2. Tri des œufs à couver :

Cette opération a pour objectif d'obtenir un maximum d'œufs à couver aptes à l'incubation.

Les œufs à couver doivent être frais, propres, de poids convenable et sans anomalies de taille et de forme. Ainsi donc, les œufs présentant des anomalies de la coquille (mince, poreuse, rayée) et des formes anormales (allongées, arrondies annelées) sont à éliminer. Il en est de même des œufs trop petits ou trop gros et ceux âgés de plus d'une semaine. Les meilleurs résultats d'éclosion s'obtiennent avec des œufs âgés de 3 à 4 jours (Sauveur, 1988) et de poids compris entre 30 et 70 g en fonction des races (Wageningen et *al.*, 1998). Cependant, ces œufs doivent avoir été fécondés et provenir de poules saines et bien nourries et qui ont principalement reçu des vitamines (A, B, D et E). En effet, leur carence dans l'alimentation réduit la fertilité des œufs et augmente la mortalité embryonnaire (Wageningen et *al.*, 1998) et (Lissot, 1987).

III.2.3.3. Désinfection des œufs à couver

La désinfection a pour but d'éliminer les impuretés et les germes qui se trouveraient sur la coquille des œufs et qui pourraient compromettre les résultats d'éclosion. Cette opération doit être effectuée rapidement après la collecte des œufs (Smith, 1992) ; (L'Amoulen, 1988). Toutefois, il est déconseillé de laver les œufs à l'eau sous peine d'éliminer la fine couche protectrice les recouvrant (cuticule) et destinée à les protéger des invasions microbiennes (Wageningen et *al.*, 1998). Différentes méthodes de désinfection sont utilisées, mais la

fumigation au formol reste la méthode de référence. Ainsi, L'Amoulen, (1988), propose une fumigation des œufs aux doses de 40 ml de formol. 40 ml d'eau et 20 g de permanganate de potassium pour un mètre cube. La désinfection doit être réalisée dans une salle à une température de 22 à 26°C pendant 20 à 30 minutes.

III.2.3.4. Stockage des œufs à couver

Après la désinfection, les œufs doivent être conservés dans un local aéré mais à l'abri des courants d'air, du soleil et des poussières. La durée de conservation des facultés d'éclosion des œufs dépend en partie de la température de la pièce dans laquelle sont stockés les œufs avant incubation. De 7 à 15°C, la conservation des facultés d'éclosion est bonne pendant 6 jours. Elle diminue progressivement à partir du début de la seconde semaine (Lissot, 1987). La température de la salle de stockage doit être maintenue entre 17 et 18°C (Salaun, 1988) pour une durée de 3 à 4 jours (Sauveur, 1988). L'exclusivité des œufs diminue de 1 à 1,4% par jour de stockage (Sauveur, 1988). Afin de limiter les pertes d'eau par évaporation qui aura pour effet d'abaisser le taux d'éclosion et la vitalité du poussin, l'humidité relative de la salle de stockage doit être maintenue entre 70 et 85%. (Sauveur, 1988) et (Wageningen et *al.*, 1998).

Durant leur stockage, les œufs à couver sont placés dans une position pointe en bas pour un stockage de courte durée (Smith, 1992 ; Sauveur, 1988 ; Wageningen et *al.*, 1998). Pour des stockages supérieurs à 7 jours, un stockage pointe en haut permet de limiter les pertes d'éclosion dues au stockage. Aussi, il est recommandé de les retourner pendant le stockage afin d'éviter que le jaune adhère à la coquille. Les œufs ne doivent jamais être stockés à même le sol mais sur des palettes en bois ou de préférence en plastique (L'Amoulen, 1988 et Sauveur, 1988).

III.2.3.5. Transport des œufs à couver :

Il est déconseillé de transporter les œufs à couver. Cependant, lorsque le transport des œufs est nécessaire, il doit être fait avec délicatesse afin de limiter les pertes. En effet, au cours du transport il y a des risques de chocs qui peuvent provoquer des micro-fêlures ou même la rupture des chalazes dont la fonction est de maintenir le jaune au centre de l'œuf (L'Amoulen, 1988; Sauveur, 1988).

III.2.4. Utilisation de la couveuse et procédés d'incubation :

L'incubation des œufs de poule dure en moyenne 21 jours dont 18 jours en incubateur et 3 jours en éclosoir. Cette durée varie en fonction de facteurs propres à l'œuf (souche, âge de

l'œuf au moment de sa mise en incubation, poids). La durée et surtout les résultats d'incubation sont liés à un ensemble de paramètres dont les principaux sont la température, l'hygrométrie, les teneurs en oxygène et en gaz carbonique de l'air et le retournement (Sauveur, 1988; Wageningen et *al.*, 1998).

III.2.4.1. Installation de la couveuse :

La couveuse doit être placée dans une pièce bien isolée dans laquelle la température reste la plus constante possible jour et nuit (L'Amoulen, 1988 ; Wageningen et *al.*, 1998). La température de la salle doit être comprise entre 18 et 20°C et l'hygrométrie supérieure à 70% (L'Amoulen, 1988). Il faut aussi assurer une bonne ventilation tout en évitant les courants d'air. Par ailleurs, avant la mise en service de la couveuse, il est préférable de la faire fonctionner pendant une semaine afin de pouvoir effectuer tous les réglages (stabilité de la température et de l'hygrométrie). On considère que le réglage est au point lorsque la couveuse maintient une température stable pendant une période de 24 heures sans réajustement du thermostat (Wageningen et *al.*, 1998).

III.2.4.2. Préchauffage des œufs :

Pour obtenir un bon taux d'éclosion, il est nécessaire de réchauffer les œufs avant leur mise en incubateur. Ce procédé permet d'éviter un choc thermique aux œufs mais également il permet un démarrage plus rapide et plus homogène du développement embryonnaire. L'Amoulen, (1988) préconise un préchauffage à 28°C, par contre Sauveur, (1988), propose un préchauffage compris entre 25 et 28°C pendant 56 minutes.

III.2.4.3. Température d'incubation :

L'un des facteurs essentiels de la réussite de l'incubation est la température, surtout pendant la première semaine. La mesure de la température se fait à l'aide d'un thermomètre généralement incorporée dans la couveuse. La maîtrise de cette température conditionne fortement les résultats de l'éclosion. Pour les couveuses à ventilation naturelle, la température optimale doit être maintenue à 38,9 °C, lors des deux premières semaines d'incubation, et ramenée à 36,1 °C à partir du 19ème jour d'incubation car les poussins produisent aussi de la chaleur (Wageningen et *al.*, 1998). Pour Lissot, (1987), cette température doit être comprise entre 39 et 39,5°C (102-103°F) et être aussi constante durant l'incubation.

Pour les couveuses à ventilation forcée, la température idéale pour un meilleur développement de l'embryon et une éclosion optimale, est de 37,7 à 37,8°C ; (Sauveur, 1988 et L'Amoulen, 1988). Cette température est déterminante également pour la croissance correcte

du poussin après éclosion. Les basses températures retardent l'éclosion mais sont dangereuses que les températures élevées (Wageningen et al., 1998).

III.2.4.4. Humidité relative ou hygrométrie :

La coquille des œufs est poreuse et les œufs perdent de l'eau par évaporation. Cette perte doit être empêchée en plaçant les œufs dans un milieu saturé d'humidité afin que l'éclosion soit faite dans de meilleures conditions. L'humidité assure le bon développement de l'embryon mais également facilite le bêcheage en rendant la coquille plus fragile. Les humidificateurs des couveuses sont très variés dont le plus simple reste le bac à eau, généralement placé sous les œufs.

Les meilleurs résultats d'incubation sont obtenus avec une humidité relative de 50 à 60% pendant les 18 premiers jours et à plus de 75% pendant les trois derniers jours d'incubation (L'Amoulen, 1988 ; Sauveur, 1988 ; Eekeren et al., 2006). Une humidité insuffisante ou excessive entraîne une baisse du taux d'éclosion. L'humidité dans la couveuse se mesure à l'aide d'un appareil appelé hygromètre. Elle peut aussi se mesurer par mirage ou par pesée. Un œuf perd en moyenne 12 à 14% de poids durant l'incubation (Sauveur, 1988 ; Wageningen et al., 1998).

III.2.4.5. Mirage des œufs à couver :

Le mirage est une opération qui consiste à éclairer l'intérieur de l'œuf à l'aide d'un appareil appelé mireuse ou mire œuf doté d'une source lumineuse. Le mirage des œufs est une opération très importante car il permet de détecter les œufs clairs (non fécondés), les embryons morts et de voir si le développement du poussin dans l'œuf se déroule normalement (Sauveur, 1988 ; 1988 Wageningen et al., 1998). Habituellement deux mirages sont pratiqués.

Le premier est effectué au 7^{ème} ou 9^{ème} jour d'incubation et permet de retirer les œufs non fécondés (Wageningen et al., 1998) et le second a lieu au 18^{ème} jour d'incubation. Ce dernier mirage permet de retirer les œufs à embryons morts (Wageningen et al., 1998). On peut également observer le bon développement de la chambre à air les 7^{ème}, 14^{ème} et 19^{ème} jours d'incubation (Figure 6) et éliminer les œufs contenant des embryons morts en cours d'incubation. Le mirage doit être fait avec précaution car il est responsable de 1 à 3% de mortalité embryonnaire (Sauveur, 1988).

Après le dernier mirage, les œufs peuvent être transférés dans un éclosoir si le dispositif existe, auquel cas, l'éclosion peut se poursuivre dans l'incubateur. Dans tous les cas, l'humidité

relative qui était de 50 à 60% durant les 18 premiers jours, doit être élevée à plus de 75% afin que l'éclosion puisse se dérouler normalement. A partir 18^{ème} jour, aucune autre manipulation n'est faite jusqu'à l'éclosion (L'Amoulen, 1988 ; Sauveur, 1988 ; Smith, 1992 ; Wageningen et al., 1998).

L'éclosion intervient au 21^{ème} jour d'incubation. Il faut au poussin douze heures pour briser la coquille et se libérer (L'Amoulen, 1988 ; Sauveur, 1988). A la sortie, le poussin emmène avec lui, l'enveloppe contenant le jaune, ce qui constitue une réserve alimentaire supplémentaire pour sa première semaine de vie hors de la coquille. C'est la présence de ce jaune qui permet le transport des poussins sur de grandes distances et pendant plusieurs jours sans qu'il faille les nourrir ou les abreuver (Sauveur, 1988)

Pour savoir si le taux d'humidité permet le bon développement de la chambre à air il existe 2 méthodes:

1-la plus précise : en pesant régulièrement les œufs avec une balance à œuf (précision 0,1 g). En effet, sachant que pour obtenir un volume de chambre à air optimal, l'œuf doit perdre en moyenne 13 % de son poids total en eau, il suffit de peser régulièrement les œufs et de comparer leurs poids au poids idéal mentionné sur un diagramme de perte de poids. Si l'œuf perd trop de poids, il faut augmenter le taux d'humidité, s'il n'en perd pas assez il faut baisser le taux d'humidité. Cette méthode est la plus fiable de toute. La balance de précision est cependant relativement chère.

2-la plus simple : en mirant l'œuf à partir du 7^{ème} jour. Le mirage des œufs consiste à éclairer l'intérieur de l'œuf et à observer par transparence ce qui s'y trouve.

La figure 06 indique le volume idéal de la chambre à air aux 7^{ème}, 14^{ème} et 19^{ème} jours d'incubation sur un œuf de poule.



Figure 06 : Volume idéal de la chambre à air. Source : <http://www.ovo-site.net>

Par expérience les volumes indiqués dans cette figure 6 sont des maximums. Si au 19^{ème} jour, le volume de la chambre à air n'est pas tout à fait égal au volume indiqué sur la figure 6, l'éclosion se passera tout de même bien. Si en cours d'incubation, le volume de chambre à air ne se développe pas suffisamment, il faut absolument faire baisser le taux d'humidité. Si au contraire, ce volume augmente trop rapidement, il faut impérativement augmenter le taux d'humidité.

Le volume final de la chambre à air est vital pour le poussin à naître (Anonyme 4).

III.2.4.6. Ventilation ou aération :

L'œuf à couver est un être vivant qui respire, une bonne ventilation est donc nécessaire pour assurer le bon développement de l'embryon.

La ventilation apporte de l'oxygène à l'embryon et élimine le dioxyde de carbone excédentaire (Sauveur, 1988 ; Wageningen et *al.*, 1998). Le renouvellement d'air est réalisé par réglage des trappes d'entrée et de sortie d'air au niveau des couveuses (Sauveur, 1988). En outre, la ventilation permet de régulariser la température et l'humidité dans la couveuse. Entre le 19^{ème} et le 21^{ème} jour.

III.2.4.7. Niveaux de CO₂ :

III.2.4.7.1. En période d'incubation :

Les échanges gazeux sont fondamentaux pour la survie de l'embryon. L'oxygène (O₂), qui est indispensable au fonctionnement de son métabolisme, s'infiltré dans l'œuf à travers les pores de la coquille et le gaz carbonique (CO₂) issu de l'activité métabolique se propage hors de l'œuf en prenant le même chemin en sens inverse.

Le niveau d'O₂ est directement lié au niveau de CO₂.

III.2.4.7.1.1. Le CO₂ et l'ascite :

Bien qu'il ne se manifeste que très tard en fin d'élevage des souches sélectionnées chair, un des problèmes où le couvoir est impliqué est l'ascite. En effet, l'ascite est source d'énormes pertes en industrie de la volaille (Hassanzadeh et *al.*, 2004) et où le niveau de CO₂ dans les machines, issu du métabolisme de l'embryon, joue un rôle sur les performances des embryons et des poussins après l'éclosion (Tona et *al.*, 2005). Une élévation graduelle de 0.70% de la concentration de CO₂ les 9 premiers jours, par une réduction de la ventilation, entraîne un développement embryonnaire plus rapide et donc une éclosion précoce De (Smit et *al.*, 2008). Il a été remarqué que les sujets éclos plus tard sont plus sensibles à l'ascite (Tona et *al.*, 2005) que ceux éclos plutôt. Ces derniers présentent une certaine résistance à la pathologie.

III.2.4.7.1.2. Influence du CO₂ sur le PH de l'albumen :

Dans le même sens, puisque le pH idéal pour le démarrage du développement embryonnaire varie entre 7,9 et 8,4 (Gillespie J. et McHanwell S, 1987), ou entre 8,2 et 8,8 (Sauveur et *al.*, 1967 et Walsh, 1993), des niveaux relativement élevés de CO₂ en tout début d'incubation doivent faciliter la croissance de l'embryon. Molenaar, et *al.* ; (2010) font état des recherches à ce sujet : alors que certaines études ont montré que des concentrations de 2 à 4% de CO₂ pendant les 48 premières heures d'incubation réduisaient le Ph de l'albumen et favorisaient le développement de l'embryon et des annexes embryonnaires, d'autres études ont trouvé que ces mêmes niveaux avaient un effet négatif sur les taux d'éclosion.

III.2.4.7.1.3. Jours 1 –9 : taux de CO₂ élevés :

Les œufs sont intensivement couvés par la mère poule lors des neuf premiers jours d'incubation, ce qui limite toute aération. De ce fait, les niveaux d'oxygène sont faibles et le taux de CO₂ dans le nid est élevé. C'est tout sauf un hasard si la mère poule agit précisément ainsi Decuyper et *al.*, (2006) montrent qu'une augmentation progressive du CO₂ pendant les 10 premiers jours (jusqu'à des niveaux de 1,0-1,5%) tend à augmenter la lumière aortique, accroît la pression de CO₂ dans la chambre à air, accélère le développement embryonnaire et induit des fenêtres d'éclosion plus étroites (Figure 07).

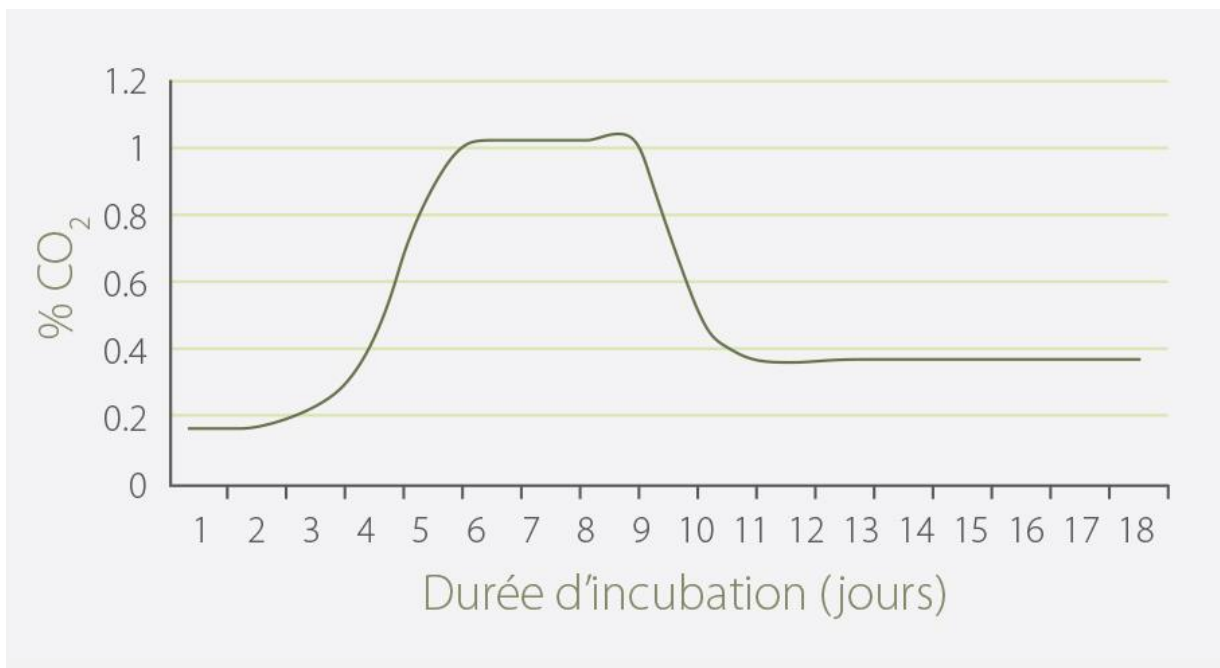


Figure 07 : Evolution du taux de CO₂ dans l'incubateur.

Source : <http://www.petersime.com>

La concentration de CO₂ dans l'incubateur, indicatrice d'un métabolisme embryonnaire actif (Tona, 2004), commence à augmenter dès le 3^{ème} jour pour atteindre une phase de plateau vers J4-J5, puis continue jusqu'à J9 (Tona et *al.*, 2007) ; De Smit et *al.*, (2008). Mais un taux trop élevé de CO₂ supérieur à 4% (Everaert et *al.*, 2007) entraîne des effets négatifs sur le poids

du poussin par diminution du poids des organes (gésier, pro ventricule, intestin grêle et surtout le cœur) ; (Leksrisompong et *al.*, 2007 ; Wineland et *al.*, 2006).

III.2.4.7.1.4. Jours 10 –17 : taux de CO₂ Fixes :

Inversement, des niveaux élevés de CO₂ en fin d'incubation peuvent pénaliser le développement de certains organes (Wineland M.J. et *al.*, 2001) montrent que des pressions d'oxygène insuffisantes entraînent des poids de cœur plus faibles, sans pour autant affecter le taux de glycogène cardiaque.

Les embryons requièrent davantage d'oxygène pour se développer et ils produisent plus de CO₂. À cette étape, l'embryon est doté d'une meilleure membrane chorio-allantoïde et peut donc extraire davantage d'oxygène à travers la coquille.

Donc, La concentration de CO₂ dans l'incubateur (de J10 à J17) est fixée entre 0.3 et 0.4 %.

III.2.4.7.2. En période d'éclosion (J18-J21) :

Le taux de CO₂ peut également exercer un impact sur le processus d'éclosion, dans la mesure où il peut retarder ou déclencher le bêchage interne et externe. Ainsi, le taux de CO₂ peut être réglé de manière à accélérer ou ralentir certaines phases du cycle d'éclosion, ce qui se traduit par de nettes améliorations en matière de timing d'éclosion et d'uniformité des poussins.

L'hypoxie (y compris l'incubation en altitude) ou l'hypercapnie raccourcissent les temps d'incubation et favorisent des fenêtres d'éclosion plus étroites (Decuypere et *al.*, 2006).

Molenaar et *al.*, (2010) mentionnent que la pression d'oxygène dans la chambre à air n'atteint que 14,2% peu avant l'éclosion. Inversement, celle du CO₂ atteint environ 5,6%. Ce sont ces pressions qui déclenchent le bêchage et des concentrations plus élevées de CO₂ dans l'environnement peuvent forcer certains poussins à éclore alors même qu'ils ne sont pas encore prêts.

Les embryons soumis à des pressions d'oxygène faibles en éclosion semblent être moins enclins à développer une hypertrophie du ventricule droit et à être ainsi plus sensibles à des problèmes d'ascites (Decuypere et *al.*, 2006). La figure 07 montre Evolution du taux de CO₂ dans l'éclosoir.

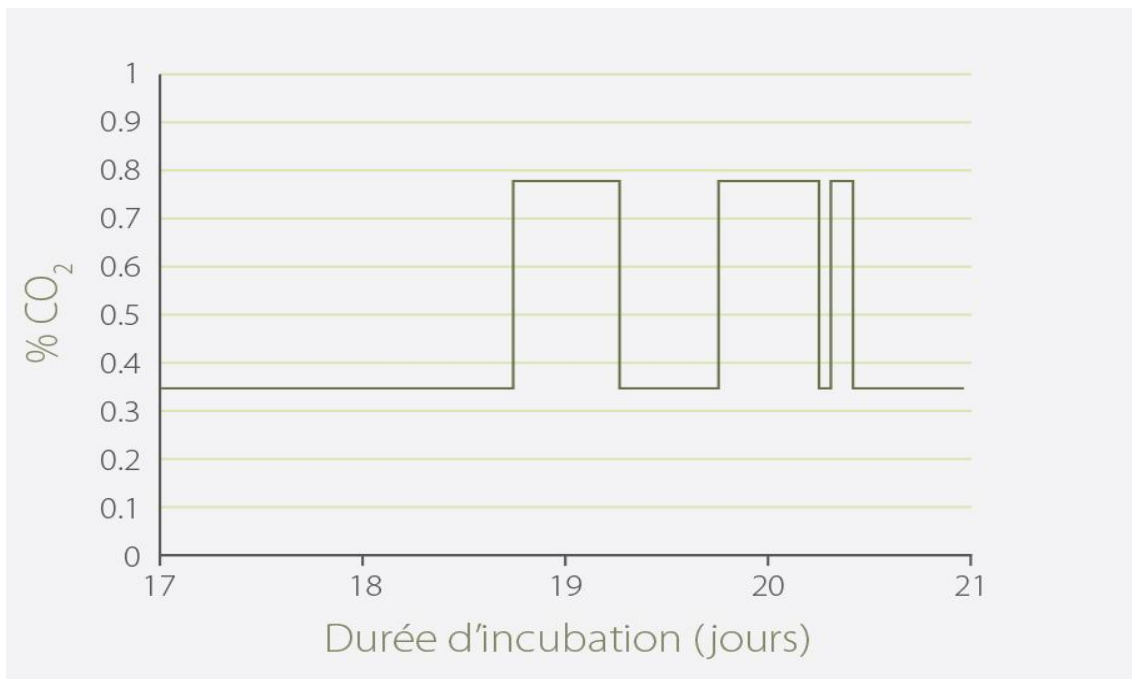
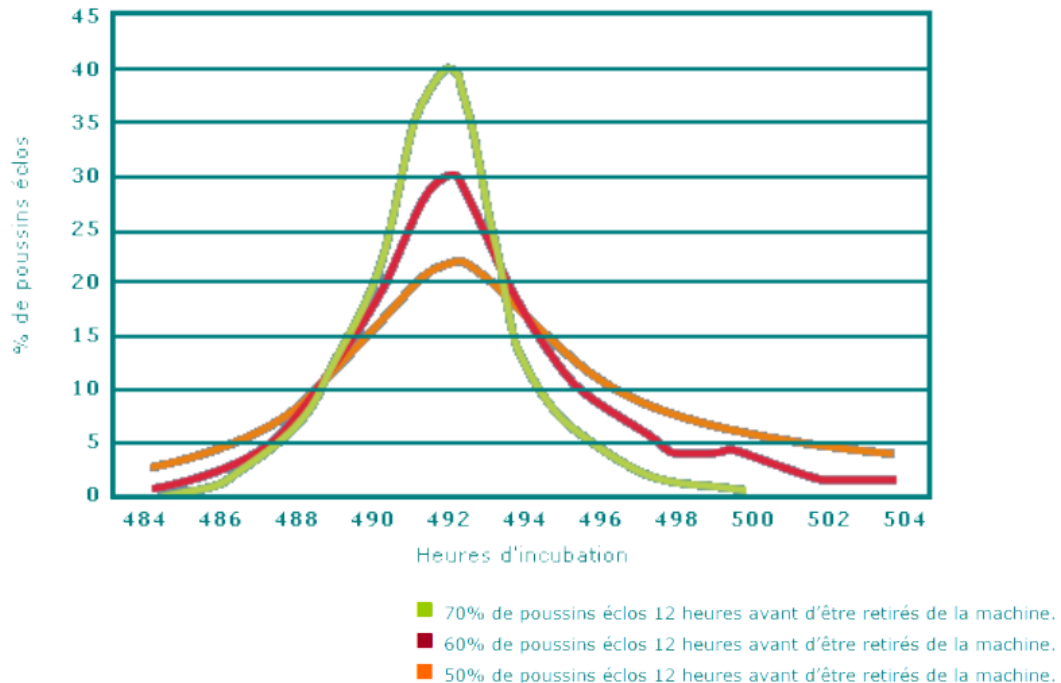


Figure 08 : Evolution du taux de CO₂ dans l'éclosoir.

Source : <http://www.petersime.com>

III.2.4.8. Fenêtre d'éclosion :

La figure suivante montre les heures et le pourcentage des poussins éclos.



Adapté de Thornton G. (2011)

Figure 09 : Evolution type des fenêtres d'éclosion en fonction du pourcentage de poussins éclos 12 heures avant d'être retirés de la machine.

Un objectif réaliste est d'atteindre 60% des poussins éclos 12 heures avant qu'ils soient retirés de l'éclosoir. Dans le même sens, French, (2010) mentionne que 30 heures avant que les poussins soient retirés de la machine, pas plus de 2% ne doivent avoir éclos.

III.2.4.9. La position des œufs :

Pendant la phase d'incubation, la position idéale est de la place la pointe en bas. Dans le contraire, l'orientation de la tête vers la chambre à air au 16^{ème} jour se fait mal, et de nombreux poussins, dont la tête s'oriente vers le petit bout de l'œuf (à l'opposé de la chambre à air) meurent (Sauveur, 1984).

III.2.4.10. Retournement des œufs :

L'opération de retournement a pour but d'éviter que l'embryon colle à la coquille, de diminuer les positions anormales de l'embryon et de permettre également une meilleure

répartition de la chaleur sur toute la surface des œufs. En fonction du type d'incubateur, le retournement peut être automatique, semi-automatique ou manuel. Dans ce dernier cas, les mains doivent être bien propres afin d'éviter de souiller les œufs. Le retournement des œufs s'effectue entre deux positions possibles de l'œuf à 45 degré par rapport à la verticale toutes les deux heures et ce durant les 14 premiers jours d'incubation (Sauveur, 1988). Il peut aussi être réalisé autour de l'axe le plus long à 180° avec une fréquence de 2 à 3 fois par jour (Wageningen et al., 1998; Ekeren et al., 2006), pendant les 18 premiers jours d'incubation.

III.2.5. Performances d'éclosion en incubation artificielle :

Si tous les paramètres techniques d'incubation sont réunis, l'incubation artificielle donne aussi de bons résultats que l'incubation naturelle avec les poules. Mais en général, les résultats obtenus sont inférieurs à ceux de l'incubation naturelle. Les résultats d'incubation sont jugés satisfaisants si le taux d'œufs clairs est inférieur à 5% et le taux de mortalité embryonnaire inférieur à 7,3% (Azeroul, 2006). Quant au taux d'éclosion, il est très variable selon les auteurs. Ainsi des taux de 50 à 70%, 70 à 90%, 65 à 70% et 87% ont été rapportés respectivement par Wageningen et al., (1998) ; Pelé (2003); Ekeren et al., (2006) et Azeroul (2006).

III.2.6. Le développement embryonnaire du poussin :

Le développement d'un œuf fécondé commence par division cellulaire dès qu'il traverse l'oviducte de la poule qui va la pondre. Pas encore sortie du corps de la poule il est déjà vivant. A partir du troisième jour d'incubation le développement embryonnaire du poussin débute, les étapes les plus importantes sont résumées dans le tableau 11.

Tableau 11: Les étapes caractéristiques de développement embryonnaire du poussin du troisième jour d'incubation jusqu'à l'éclosion.

Jour d'incubation achevée	Evénements visibles
3 a 7 jours	<ul style="list-style-type: none"> • Bourgeons des pattes et des ailes visibles. • Début de pigmentation de l'œil. • Premiers ébauches de bec. • 4 doigts bien visibles aux pattes, 5^{ème} rudimentaire.
7 a 14 jours	<ul style="list-style-type: none"> • Cou bien différencié. • Oreille externe bien visible. • Membres nettement articulés. • Corps entièrement couvert de duvet. • Œil fermé.
4 a 20 jours	<ul style="list-style-type: none"> • Tête nettement inclinée à droite et engagée sous l'aile. • Bec dans la chambre à air puis bêchage. • Début de respiration et vocalisation. • Sac vitellin inclus dans la cavité abdominale.
21 jours	<ul style="list-style-type: none"> • Eclosion.

Source : INRA (1988).

III.2.6.1. Les principales causes des mortalités embryonnaires en fonction du temps d'incubation :

Les 48 heures : les mortalités embryonnaires à ce niveau sont importantes car souvent son confondus avec les œufs infertiles. Les principales causes sont :

Soit l'incubation d'œufs très âgés,

Soit les conditions de stockage inadaptés ou des coquilles très fragiles.

Du 5 à 15 jours : les mortalités sont faibles au cours de cette période.

Du 18^{ème} aux 21^{ème} jours (l'éclosion) : les mortalités durant cette phase reviennent à des causes multiples :

- Mauvais positionnement de l'embryon et de l'œuf.
- Mauvaise qualité de la coquille (perte en eau excessive).
- Poussin très faible pour éclore (humidité inadaptée, renouvellement d'air insuffisant).
- Retournement très brutal.
- Gros œufs (perte en eau insuffisante) (F15, 2012).

III.2.6.2. La physiologie de l'éclosion :

D'après Sauveur, (1988) une succession des changements vitaux interviennent vers la fin de l'incubation.

- La respiration devient pulmonaire vers la fin du 19^{ème} jour. Il coïncide avec la pénétration du bec dans la chambre à air.
- La circulation sanguine devient double, avec la mise en place de la circulation pulmonaire. La pression artérielle devient très élevée et le rythme cardiaque atteint 300/minute.
- Le bêcheage intervient au gros bout de l'œuf, siège de la chambre à air, 8 à 9 heures après le début de la respiration pulmonaire. Il est rendu possible par la proéminence temporaire du bec appelée diamant c'est la teneur en CO₂ de la chambre à air qui le stimule.
- L'éclosion se situe 3 à 4 heures après le bêcheage. La rupture de la coquille est assurée par la pression du muscle dit redresseur de tête.
- La vésicule vitelline incluse depuis le 19^{ème} jours et 14 heures avant l'éclosion, dans l'abdomen, contient encore 5g de jaune qui seront la réserve nutritive du poussin pour 2 jours, avant de disparaître au bout du 5^{ème} jours.
- Tout l'équipement enzymatique du tube digestif est en place, mais la régulation thermique est limitée, d'où l'impérative nécessité d'un apport thermique, naturelle par la mère, ou artificielle par l'éleveur...

Objectif de l'étude :

Le but de notre expérimentation est de connaître l'influence du taux de CO₂ sur le taux d'éclosion des œufs de poule en incubation artificielle pour augmenter la production et diminuer le taux des mortalités en phase d'éclosion.

I.1. Matériel :**I.1.1. Description de la zone de l'étude :**

Notre expérimentation a eu lieu au village Mesloub, commune de Mekla, situé à 28 km du chef-lieu de la Wilaya de Tizi-Ouzou.



Figure 10 : Zone d'étude vue aérienne.

I.1.2. Organisation du Travail et matériel utilisé :

Pour mener à bien notre étude nous nous sommes organisés de manière à effectuer les différentes tâches en temps convenu, dans un local aménagé pour l'étude (Figure 11).

Dans ce local nous avons mis en place une isolation avec une bâche en plastique, nous avons: un ordinateur pour enregistrer les données de la couveuse (température, Humidité et CO₂), une balance de précision à 0.01g, un thermomètre électronique pour mesurer la température ambiante du lieu, un autre thermomètre auriculaire pour mesurer la température sur la coquille de l'œuf et un mire-œuf



Figure 12: Table de travail

Nous avons utilisé une couveuse que nous avons conçue, équipée de 3 contrôleurs électroniques, de ventilateurs, de résistances, un humidificateur et un chariot avec moteur programmé pour le retournement des œufs comme le montre la Figure 13.



Figure 13 : La couveuse

Notre couveuse est équipée de 2 capteurs de CO₂ –MQ135- et de 2 cartes électroniques, élaborées par un enseignant du département d'électrotechnique l'UMMTO afin de surveiller les taux de CO₂ aux cours des couvaisons.

Nous avons placé une bouteille de CO₂ (de chez Aurès GAZ à Alger) qui sert à la variation du le taux de CO₂ dans l'éclosoir aux cours des différents tests. La figure 14 montre les cartes électroniques ainsi que la bouteille de CO₂ utilisées.



Figure 14 : Bouteille de CO₂ et cartes électroniques

I.1.3. Mesures prophylactiques :

Afin d'éviter les contaminations et les maladies nous avons utilisé un pédiluve à l'entrée du lieu où se déroule notre étude, le produit utilisé c'est le -IODOSANE- (Figure 15).



Figure 15 : Pédiluve et IODOSAN Utilisés

Durant l'expérimentation nous avons utilisé des blouses, des gants un gel désinfectant, et des bavettes.

A chaque passage d'un test à un autre nous désinfectons l'ensemble du matériel utilisé avec de l'eau de javel à l'aide d'un vaporisateur pour faciliter la procédure.

I.1.4 Origines des œufs :

I.1.4.1. Souche utilisée :

Dans nos tests nous avons opté pour la souche ARBOR ACRES, une souche qui serait résistante aux maladies et bien développée en Algérie.

Leur choix a été guidé par leur caractère calme, leur bonne rusticité et leur viabilité en élevage et en raison de leur poids corporel.

Les œufs utilisés pour l'expérimentation proviennent d'un élevage se trouvant à EL DJELFA appartenant à un éleveur privé.

I.1.4.2. Age du cheptel :

Le tableau ci-dessous représente l'Age du cheptel en fonction des tests, durant les quatre tests, les œufs sont issus du même cheptel mais avec une différence de trois semaine d'Age d'un test un autre, de 31 semaines au témoin à 40 semaines au quatrième test.

Tableau 12 : l'Age du cheptel en fonction des tests.

	Test 01 (Témoin)	Test02	Test03	Test04
Age du cheptel (semaines)	31 à 33	33 à 36	36 à 40	40 à 43

I.1.4.3. Bâtiment du cheptel :

Les poules pondeuses ainsi que les males reproducteur sont élevés dans un bâtiment dont la surface est de 1000 m² avec une largeur de 20 m et une longueur de 50 m, avec une densité de 5 poules m², le bâtiment est équipé d'une ventilation forcée, 2 ventilateurs et 1 humidificateur toutes les 2 mètres. L'éclairage utilisé c'est l'éclairage artificiel 16h/24h de 5h du matin jusqu'à 21h.

I.1.4.4. L'équilibre male/femelle :

Le nombre de males utilisé est de 1 male pour 10 femelles.

I.1.4.5. Alimentation du cheptel :

L'aliment est distribué automatiquement à l'aide de distributeurs, le tableau suivant représente les matières premières (maïs, soja, CNV, son de blé, calcaire, phosphate....) utilisées ainsi leurs taux d'incorporation pour 1000g d'aliment (tableau 12).

L'aliment distribué est farineux de fabrication locale.

Le tableau 13 : les matières premières utilisée pour 1000g d'aliment.

Matières premières	Quantité utilisée (g)
Maïs	650
Soja	218
CMV	12
Son de blé	29
Calcaire	71
Phosphate	18
Autres	2

I.1.4.6. Approvisionnement en eau :

L'entreprise source des œufs dispose de puit à proximité des bâtiment d'élevage afin d'avoir de l'eau en permanence.

I.2. Méthodes :**I.2.1. Collecte, tri et désinfection des œufs :**

Ces opérations des œufs sont effectuées par l'éleveur, la collecte est assurée par 3 personnes, manuellement et sans machines 2 fois par jour, la première la matinée à 7h Du matin, la deuxième l'après-midi à 15h.

A la fin de la collecte, les œufs subissent un tri ou un calibrage selon le critère de poids (petits, moyen ou gros calibre), la fêlure et la couleur. On obtient donc des œufs soit destinés à l'incubation, soit déclassés et destinés à la vente.

Après le tri des œufs, on désinfecte ces dernies dans la salle de fumigation. Le traitement s'effectue par évaporation pour débarrasser les œufs de leur germe de surface en respectant une ambiance bien déterminée.

I.2.2. Transport des œufs :

Les œufs sont transportés du couvoir cis à la Wilaya de-EL DJELFA- vers le village -Aghribs- cis à la willaya de Tizi-Ouzou, la figure 16 montre leur transport vers le village où se trouve la couveuse.



Figure 16 : Transport des œufs

I.2.3. Stockage des œufs :

Les œufs stockés dans des bonnes conditions à la température de 23°C afin d'éviter le déclenchement du développement embryonnaire, et l'humidité varie entre 65 à 75 % pour éviter la perte de l'eau contenue dans les œufs.



Figure 17 : Salle de stockage

I.2.4. L'incubation :

La durée de cette technique est de 21 jours dont 18 jours dans l'incubateur et 3 jours dans l'éclosoirs.

L'incubation est effectuée à une température de 37.7°C équivalent à 100°F , avec une hygrométrie de 60%.

La température, hygrométrie et la ventilation sont contrôlées par un système automatique ainsi que le nombre de retournement toutes les 2 heures.

Au cours de l'incubation, plusieurs opérations s'effectuent pour assurer l'éclosion dans des meilleures conditions :

- Position des œufs : la position est de placer la pointe en bas.
- Le retournement des œufs : c'est une opération obligatoire pour empêcher le collage de l'embryon à la paroi interne de la coquille.

I.2.5. Le mirage et La pesée des œufs :

Le mirage est une technique qui consiste à observer l'intérieur de l'œuf avec un mire-œuf, et qui nous permet de savoir si le taux d'humidité permet le bon développement de la chambre à air et reconnaître les œufs non fécondés (œufs clairs).

D'après ovo.site.fr la pesée des œufs durant le mirage permet de reconnaître avec précision le meilleur taux d'humidité permettant un développement optimal de la chambre à air, par ailleurs nous avons utilisé une balance à la précision de 0.01g destinée aux bijoutiers.



Figure 18 : Mirage et pesée des œufs

I.2.6. L'éclosion :

Les œufs sont placés au 18^{ème} jours dans l'éclosoir dont le système de retournement est désactivé.

Au niveau de l'éclosoir l'apport d'humidité est important au début de l'éclosion pour permettre le bêcheage.

En effet, l'humidité à l'intérieur de l'éclosoir est au tour de 75% jusqu'à 85% avec une bonne aération.

Globalement, une incubation bien menée donne des poussins en 21 jours plus ou moins 6 heures, car les poussins n'éclosent pas tous en même temps.

I.2.7. L'utilisation du CO₂ :

Le CO₂ est mesuré aux cours de toute la période des essais à l'aide d'un capteur électronique -MQ 135- et une carte de contrôle :

Le CO₂ est injecté aux cours du J 20 et J 21 des tests 2,3 et 4 à midi :

-J20, l'injection permet le bêcheage de la paroi interne de la coquille.

-J21, l'injection permet le bêcheage de la paroi externe de la coquille.

Le dosage du CO₂ est différent d'un test à un autre :

Test 01: test témoin, CO₂=0.3000% (c'est le taux habituel dans l'éclosoir)

Test 02: CO₂ =0.3000+0.4000=0.7000%

Test 03: CO₂ =0.3000+0.5000=0.8000%

Test 04: CO₂ =0.3000+0.6000=0.9000%

I.3. Paramètres calculés :

L'ensemble des œufs pondus est la production brute, les œufs sont classés en deux catégories :

- Les œufs à couvrir ou la production nette.
- Les œufs déclassés ou la production déclassée.

I.3.1. Taux d'éclosion :

Il représente le nombre des sujets viables après l'éclosion.

$$\text{Taux d'éclosion} = \frac{\text{Nombre de sujets viables (poussin éclos)}}{\text{Nombre d'œufs incubés}} \times 100$$

I.3.2. Taux de fertilité :

Il représente le nombre d'œufs fertile par rapport aux nombre d'œufs incubés.

$$\text{Taux de fertilité} = \frac{\text{Nombre d'œufs fertiles}}{\text{Nombres d'œufs incubés}} \times 100$$

Nombre d'œufs fertiles = nombre d'œufs non éclos + poussins bruts.

I.3.3. Taux d'œufs clairs :

Il représente le nombre d'œufs non fécondé.

$$\text{Taux d'œufs clairs} = \frac{\text{Nombre d'œufs clairs}}{\text{Nombres d'œufs incubé}} \times 100$$

I.3.4. Taux d'œufs non éclos:

Il représente le nombre d'œufs non éclos.

Nombre d'œufs non éclos

Taux d'œufs non éclos = -----X 100

Nombre d'œufs incubés

I.3.5. Analyse des données :

Toutes les données sont enregistrées à l'aide du logiciel Arduino et sont analysées et traitées à l'aide du logiciel Microsoft Excel.

II.1. Evolution des performances :

II.1.1. Pesée des œufs :

Le Tableau 12 montre le poids des œufs incubés, nous avons remarqué que leur poids moyen était de 57.35 g, 59.43 g, 63.23g et 63.12g respectivement pour le témoin, les tests 2, 3 et 4. Ces poids diminuent de 6 g de J1 à J14 et de 1g de J15 à J18, ceci revient principalement à la perte d'eau contenue dans l'œuf, un processus expliqué par le taux d'hygrométrie dans l'incubateur qui est moins élevé par rapport au taux d'hygrométrie dans l'œuf, la température de 37,7°C à la surface de la coquille, déclenche l'évaporation de l'eau contenue dans l'œuf.

Tableau 14 : Le poids moyen des œufs couvés durant la période d'incubation (Pesée des œufs à couver).

	Poids moyen (g) 01 (J 7)	Poids moyen (g) 02 (J 14)	Poids moyen (g) 03 (J 18)
Test 01 (Témoin)	57.35	53.85	52.19
Test 02	59.43	56.62	54.78
Test 03	63.23	60.98	59.63
Test 04	63.12	61.01	59.94

II.1.2. Age et stockage des œufs :

Nous tenons à souligner que les paramètres de stockage sont les mêmes durant les 4 tests (à la même température et hygrométrie, au même endroit et durée de stockage qui est de deux jours après la ponte).

L'âge des poules ayant pondu les œufs de la race Arbor-Acres, évolue en fonction des tests, de 31 semaines au premier test à 40 semaines au quatrième test, (Tableau 13).

Tableau 15 : Durée de stockage des œufs, l'âge du cheptel ainsi le poids moyen des œufs incubés en fonction des différents tests.

	Témoin	Test 02	Test 03	Test 04
Durée du stockage des œufs à couver (jours)	2	2	2	2
Age du cheptel (semaines)	31 à 33 semaines	33 à 36 semaines	36 à 40 semaines	40 à 44 semaines
Poids moyen (g)	60.70	62.42	65.13	65.44

Au premier test, l'âge du cheptel était de 31 à 33 semaines, le poids moyen des œufs était de 60.70g, ce dernier augmente au deuxième test de 2g pour enfin atteindre 65g aux troisième et quatrième test. Le poids des œufs utilisés est élevé par rapport aux résultats de (Pelé, 1982), ceci revient aux facteurs suivants :

- Souche
- Bonne Alimentation.
- Bonnes conditions d'élevage.
- Age du cheptel.

II.1.3. Taux d'éclosion:

La figure 19 regroupe les différentes valeurs des taux d'éclosion que nous avons obtenus à chaque test ;

Pour le Témoin nous avons enregistré le taux d'éclosion le plus faible (72%), ce taux évolue progressivement de 72% à 79% au 2^{ème} test et 89% au 3^{ème} test, cette évolution serait attribuée à la concentration du CO₂ au niveau de l'éclosoir qui est variable en fonction des tests, d'après les résultats publiés par Molenaar R. et *al.*, (2010), des concentrations plus élevées de CO₂ dans l'environnement peuvent forcer certains poussins à éclore alors même qu'ils ne sont pas encore prêts, ce qui se traduit par un taux d'éclosion plus élevé ; Il faut noter que le taux optimal du CO₂ est de 0.8% et au-delà de cette valeur, il abaisse le taux d'éclosion à 81% pour 0.9% de CO₂ aux cours du quatrième test, cette diminution serait attribuée à la surconcentration du CO₂ dans la chambre à air, inversement à celle de l'O₂ qui est très faible, ce qui pénalise la respiration du poussin.

La figure 19 montre les différentes valeurs des taux d'éclosion en fonction des tests.

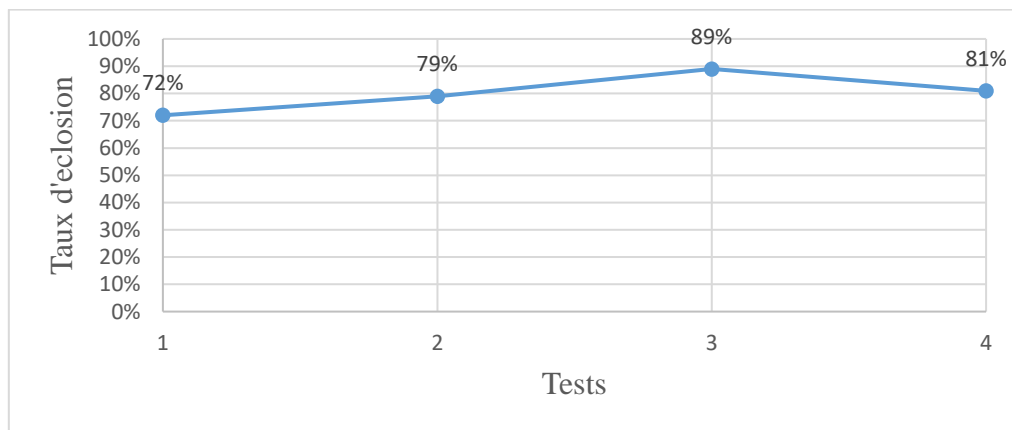


Figure 19 : Evolution du taux de CO₂ en % en fonction des tests

II.1.4. Taux de fertilité :

Le tableau 15 et la figure 20 nous montrent les différentes valeurs des taux de fertilité que nous avons enregistré durant les quatre tests.

Tableau 16 : différentes valeurs des taux de fertilité que nous avons obtenu.

	Témoin	Test 02	Test 03	Test 04
Taux de fertilité (%)	88.33	89	90.66	90.33
Taux d'œufs clairs (%)	11.67	11	9.33	9.67
Ecart (%)		0.67	1.66	0.33

Il faut noter que les paramètres qui peuvent influencer le taux de la fertilité sont comme suit :

- Le taux des œufs clairs.
- Le stockage incorrect.
- La mauvaise fumigation.
- La mortalité embryonnaire précoce.

Nous avons enregistré une variation de +0.67%, +1.66% et -0.33%.

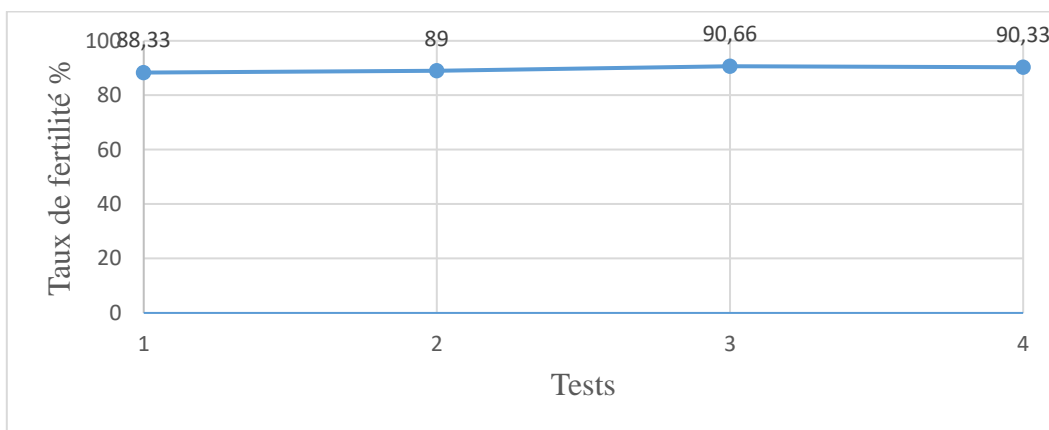


Figure 20 : Evolution du taux de fertilité en %

Durant le premier test nous avons enregistré un taux de 89%, ce dernier est faible par rapport aux autres tests principalement à cause du taux d'œufs clairs qui atteint les 11.67%, et peut être attribué aux mauvaises conditions d'élevage (Alimentation des parentaux, équilibre mâle-femelle, mesures prophylactique...).

Durant le deuxième test nous avons enregistré une amélioration du taux de fertilité pour atteindre 89%, en contrepartie le taux d'œufs clair a diminué pour atteindre 11%.

Mais durant le 3^{ème} test nous avons enregistré une nette amélioration de +1.66% pour avoir le meilleur taux qui est de 90.66%, cette augmentation est justifiée par le faible taux d'œufs clairs qui arrive à 9.33%.

Cependant, ce taux va diminuer de 0.33%, pour avoir 90.33% comme taux de fertilité pour le quatrième test, cette diminution est due à l'augmentation du taux d'œufs clairs qui atteint les 9.67%.

II.2. Classement des œufs :

II.2.1 Taux d'œufs clairs :

Tableau 17 : Le taux d'œufs clairs.

Les tests	Le taux d'œufs clairs (%)
Témoin	11.67
Test 02	11
Test 03	9.33
Test 04	9.67

Dans notre étude, le taux d'œufs clairs n'est pas très variable, 12% au maximum et 1% comme écart-type maximal.

Au cours du premiers test le taux d'œufs clairs était de 11.67% cependant nous l'avons noté comme étant le taux le plus élevé par rapport au deuxième, troisième et quatrième test qui sont plus au moins stables et réduits à moins de 10%, ceci revient à des différents paramètres qui sont comme suit :

- L'environnement de l'élevage.
- le déséquilibre de ration male/femelle.
- la mauvaise alimentation des reproducteurs.
- Mauvais programme prophylactique.

II.2.2. Taux d'œufs non éclos :

Tableau 18 : Les différentes valeurs des taux d'œufs non éclos.

Les tests	Le taux d'œufs non éclos (%)
Témoin	16.33
Test 02	10
Test 03	2.33
Test04	9

Le tableau 17 représente les différents taux d'œufs non éclos (%) en fonction des 4 tests que nous avons effectués au niveau de notre laboratoire.

Nous remarquons que le taux d'œufs non éclos du premier test (test témoin) est élevé 16.33% par rapport aux autre tests durant lesquels nous avons utilisé le CO₂ dans l'éclosoir, où le taux d'œufs non éclos ne dépasse pas les 10 %. Ceci dit que le CO₂ a un effet positif sur l'éclosion des œufs par la stimulation du bêcheage interne et externe de la coquille.

II.3. Capacité de production :

Tableau 19 : La Capacité De Production.

	Témoin	Test02	Test03	Test04
Nombre d'œufs incubés	300	300	300	300
Poussin net	213	235	267	243

Durant les 4 tests nous avons incubé la même quantité d'œufs (300 œufs) mais le nombre de poussins nets diffère d'un test à un autre, 213, 235, 267, 243 poussins nets respectivement pour les tests : témoin, test 2, test 3, test 4.

II.4. Mesure et réglage de CO₂ :

Nous avons pu enregistrer les valeurs des taux du CO₂ en fonction des jours à l'aide du logiciel Arduino, nous nous sommes basés sur les 3 derniers jours (période de l'éclosion), et que nous avons présenté en fonction des heures.

Durant la période de l'incubation (J1-J18), les valeurs du taux de CO₂ sont plus au moins les mêmes pour les quatre tests 0.1% au premier jour à 1% au neuvième jour, pour ensuite arriver à 0.3% et se stabilise jusqu'à la fin de l'incubation (J18).

Cette augmentation est due aux fermeture des trappes d'aération de la couveuse, comme nous l'avons cité dans la partie bibliographique, durant les premiers jours de l'incubation la poule ne quitte que très brièvement le nid pour s'alimenter et boire, de ce fait les œufs couvés ne sont pas très aérés.

Durant le premier test nous n'avons pas effectué d'injection de CO₂, ainsi les valeurs de ce dernier ne dépassent pas les 0.35% durant toute la période de l'éclosion (J18-J21).

La figure 21 montre les variations du taux de CO₂ dans l'incubateur (J1, J18), pour le témoin.

Nous remarquons que le taux de CO₂ évolue en fonction des jours :

Les 3 premiers jours il est entre 0.1 et 0.2 %, et à partir du 3^{ème} jour il augmente pour atteindre 0.9% au cinquième jour une variation qui correspond aux résultats publiés par Tona *et al.*, (2007), du J5 à J9 le CO₂ augmente progressivement pour atteindre 1.1%, ce dernier diminue pour se stabiliser à 0,35% entre J10 et J18.

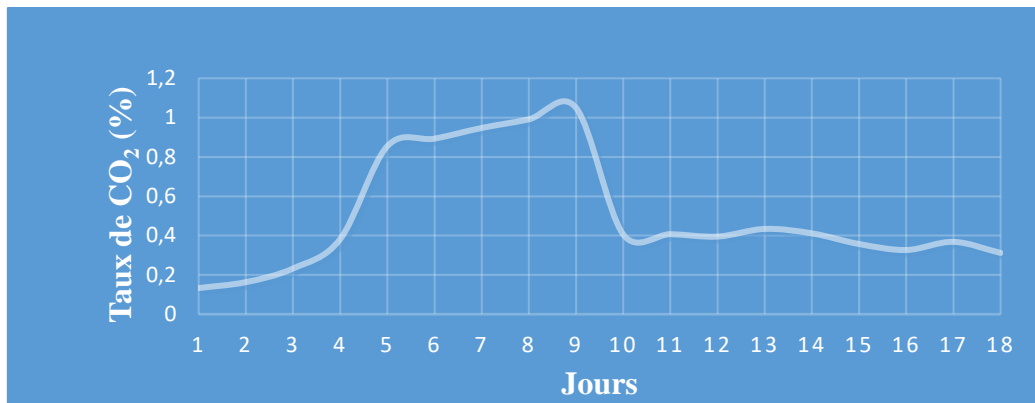


Figure 21 : Taux de CO₂ durant la période de l'incubation (Témoin)

La figure 22 montre les variations du taux de CO₂ dans l'éclosoir (J18, J21), en fonction des heures pour le témoin.

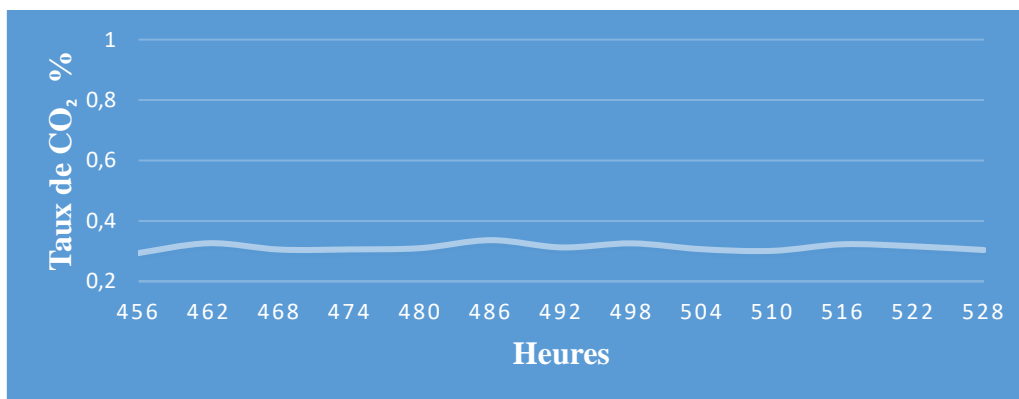


Figure 22 : Taux de CO₂ durant la période de l'éclosion (Témoin)

Nous tenons à souligner la stabilité du CO₂ durant la période de l'éclosion du témoin, 0,3% de CO₂ sans injection, cette valeur est la plus courante dans les éclosoirs et le taux d'œufs non éclos est de 16,33 %.

Par ailleurs aux cours des test 2, 3 et 4, nous avons effectué des injections de CO₂, les valeurs étaient de 0,7%, 0,8%, 0,9% respectivement pour les tests 2,3,4.

La figure 23 montre les variations du taux de CO₂ dans l'incubateur (J1, J18), pour le test 2.

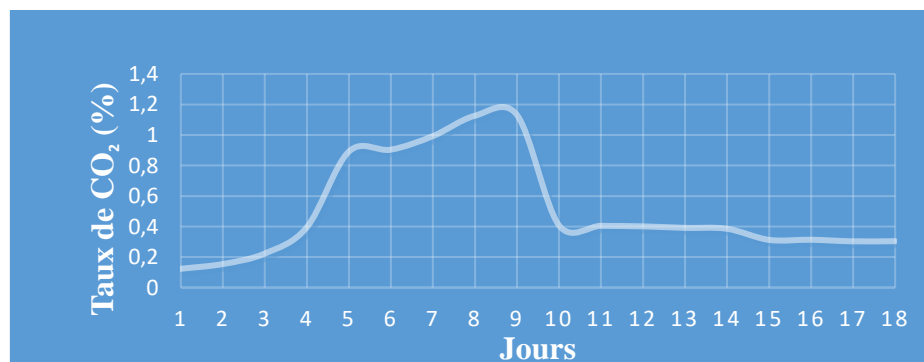


Figure 23 : Taux de CO₂ durant la période de l'incubation (test 02).

Durant le deuxième test nous avons obtenu plus au moins les mêmes valeurs de CO₂ que celles obtenues pour le témoin, les 3 premiers jours le CO₂ était entre 0.1 et 0.2 %, et à partir du 3^{ème} jour il augmente pour atteindre 0.9% au cinquième jour, de J5 à J9 le CO₂ augmente progressivement pour atteindre 1.1%, un taux élevé et qui est expliqué par la fermeture des trappes d'aérations, ensuite le CO₂ diminue pour se stabiliser à 0,35% à partir de J10.

La figure 24 montre les variations du taux de CO₂ dans l'éclosoir (J18-J21), en fonction des heures pour le test 2.

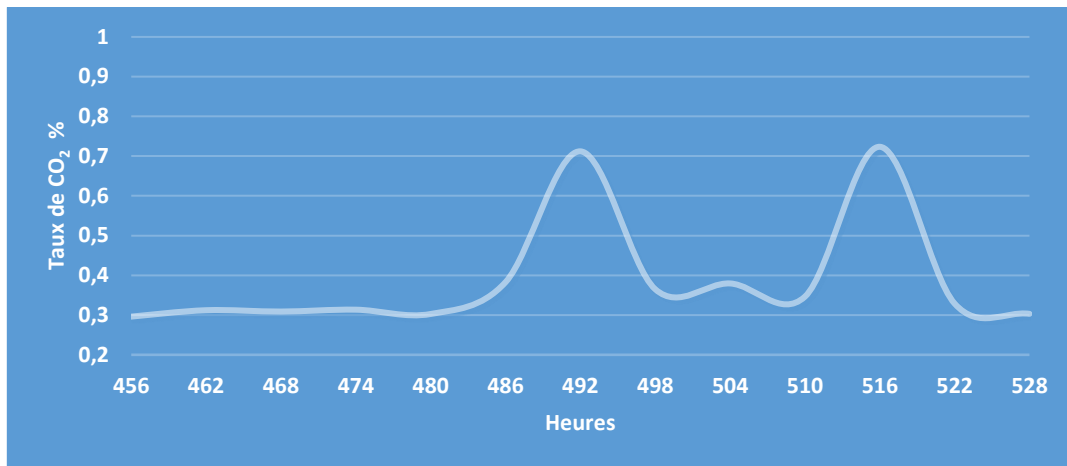


Figure 24 : Taux de CO₂ durant la période de l'éclosion (test 02)

Durant la période de l'éclosion du deuxième test, nous avons utilisé du CO₂, à deux reprises :

-La première : 0.71201% après 492 heures d'incubation, ce qui correspond à 20 Jours d'incubation, cette première injection a été effectuée pour stimuler le bêcheage interne.

-La deuxième : 0.72348 % après 516 heures d'incubation (J21), pour stimuler le bêcheage externe.

En dehors de ces injections la valeur du taux de CO₂ reste fixée à 0.3% et le taux d'œufs non éclos est de 10 %.

La figure 25 montre les variations du taux de CO₂ dans l'incubateur (J1, J18), pour le test 3.

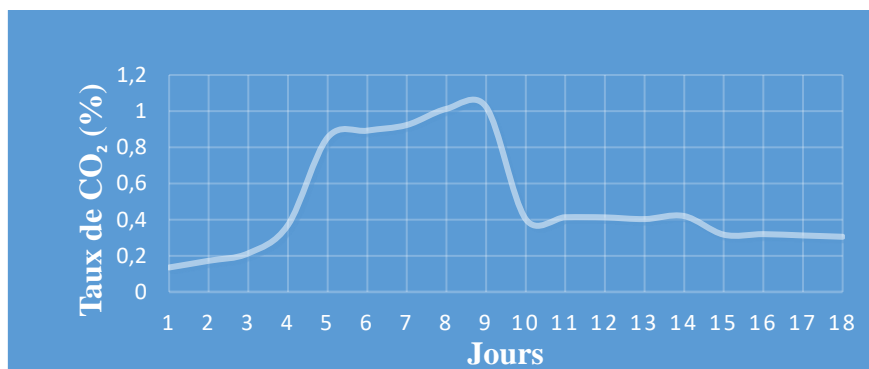


Figure 25 : Taux de CO₂ durant la période de l'incubation (test 03)

Aux cours du troisième test les valeurs des taux de CO₂ que nous avons obtenu sont pratiquement les mêmes que les autres tests,

La figure 26 montre les variations du taux de CO₂ dans l'éclosoir (J18-J21), en fonction des heures pour le test 3.

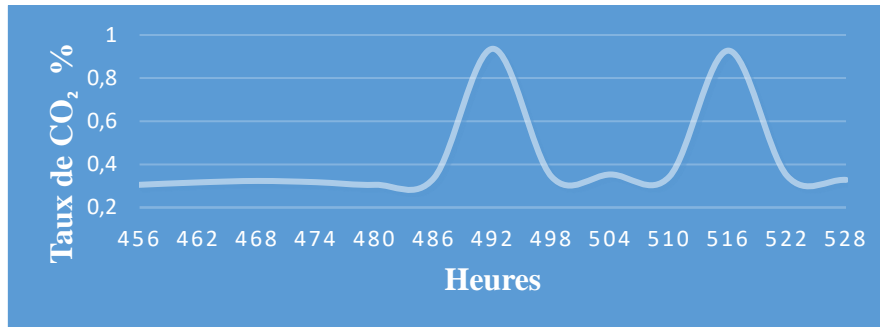


Figure 26 : Taux de CO₂ durant la période de l'éclosion (test 03)

Au troisième test nous avons procédé de la même façon que les test 2, sauf que les valeurs du CO₂ aux cours des 492 heures et 516 heures étaient respectivement de 0.81308% et 0.80673% et le taux d'œufs non éclos est de seulement 2.33 %.

La figure 27 montre les variations du taux de CO₂ dans l'incubateur (J1, J18), pour le test 4.

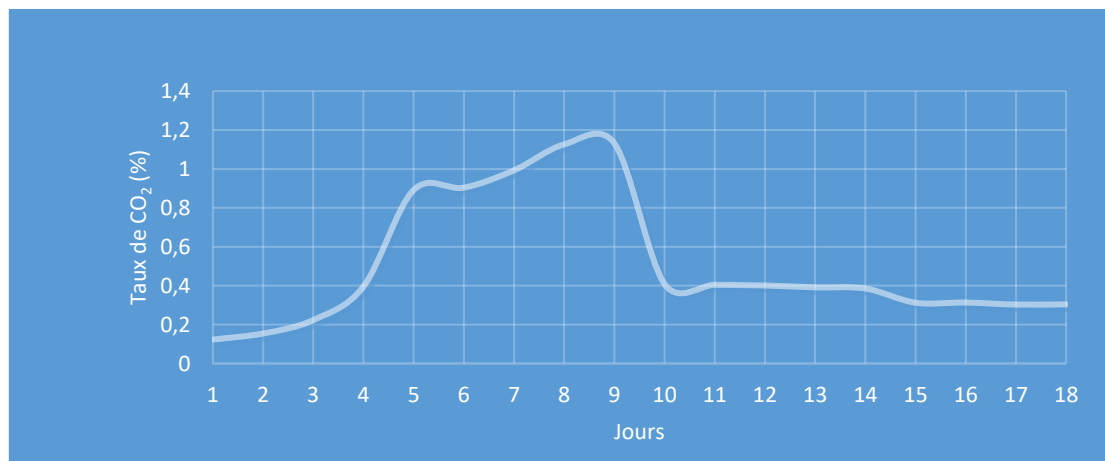


Figure 27 : Taux de CO₂ durant la période de l'incubation (test 04)

Durant le test 4 nous avons pu avoir plus au moins les mêmes valeurs que les tests précédant aux cours de la période de l'incubation.

La figure 28 montre les variations du taux de CO₂ dans l'éclosoir (J18-J21), en fonction des heures pour le test 4.

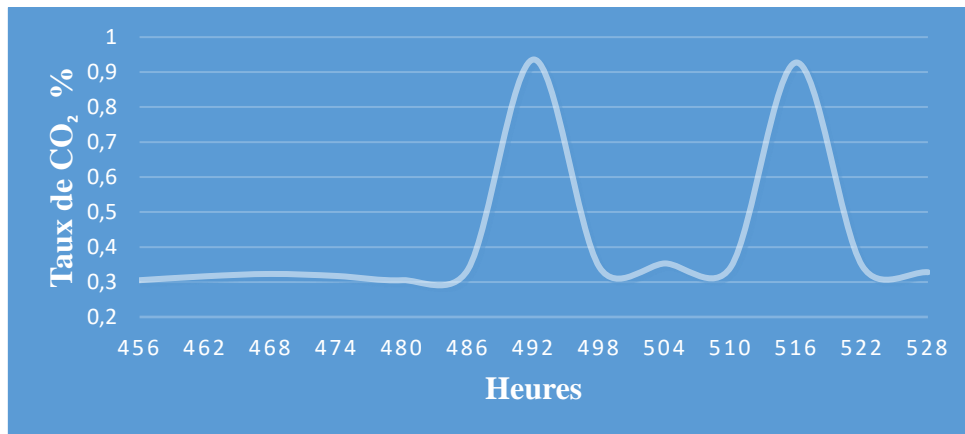


Figure 28 : Taux de CO₂ durant la période de l'éclosion (test 04)

Nous avons augmenté le taux du CO₂ pour le quatrième test en période d'éclosion pour atteindre des taux de 0,93609 % au J20, et 0,92751 % au J21 et le taux d'œufs non éclos est de 9 %.

II.5. Fenêtre de l'éclosion :

La figure 29 montre les différentes fenêtres de l'éclosion des quatre tests :

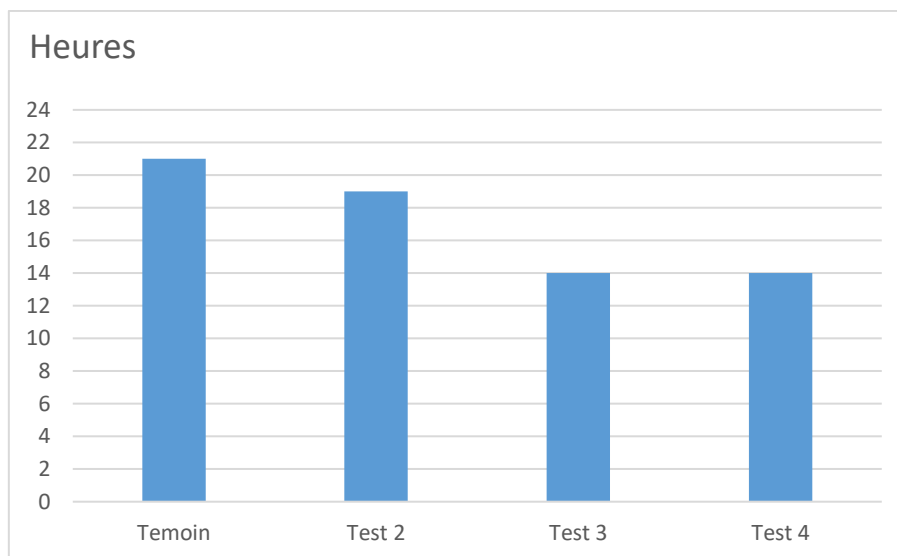


Figure 29 : Les différentes fenêtres de l'éclosion des quatre tests

Nous remarquons que pour le témoin, la fenêtre de l'éclosion est de 21 heures, par ailleurs elle diminue au test 2 jusqu'à 19 heures, pour arriver à 14 heures au test 3 et 4, le taux de l'éclosion de ce dernier a diminué malgré une fenêtre de l'éclosion réduite qui est de 14 heures.

Conclusion Générale

Notre expérimentation qui a porté d'une part sur la possibilité d'augmenter le taux d'éclosion des œufs de poule et d'autre part réduire la fenêtre de l'éclosion en utilisant le CO₂ a permis de connaître la concentration en CO₂ Idéale.

Le poussin protégé dans sa coquille disposant de nourriture, d'Oxygène, étant dans une température et humidité favorables à sa survie n'a nul besoin de sortir de sa coquille, mais cette nourriture qui lui donne de l'énergie ne sera pas disponible longtemps, le poussin donc sera faible et ne pourra pas percer la coquille, c'est ainsi que le CO₂ intervient en étouffant le poussin dans sa coquille, et déclenche l'instinct de survie en l'incitant à chercher de l'Oxygène en dehors de sa coquille par le bêchage interne et externe.

En effet l'injection de CO₂ contrôlée de 0,8% pendant les trois derniers jours de l'éclosion favorise un meilleur taux d'éclosabilité avec 89%, diminue la mortalité embryonnaire pendant la phase d'éclosion sans compromettre la qualité des poussins et réduit la fenêtre de l'éclosion.

Il serait intéressant d'adapter la méthode d'injection du CO₂ au niveau des couvoirs modernes, et de refaire cette expérimentation en contrôlant la croissance des poussins.

Résumé :

Ce travail a pour objectif de connaître l'influence de la concentration du CO₂ sur le taux d'éclosion des œufs de poule en incubation artificielle pour augmenter la production ainsi diminuer le taux des mortalités en phase d'éclosion.

Notre étude repose sur trois tests aux cours desquels nous avons injecté le CO₂, tout en les comparant à un témoin, ces résultats ont révélé une nette amélioration de la valeur du taux de l'éclosion qui est due au CO₂. L'injection au troisième test de 0.8% de CO₂ a induit une augmentation significative de 17% du taux de l'éclosion qui est de 89% comparé au témoin qui n'est que de 72%. Ces résultats s'expliquent par le bêcheage interne et externe stimulés par le CO₂, en outre les résultats du quatrième test démontrent que 0.9% de CO₂ en éclosion a moins d'effets positifs sur le taux de l'éclosion 89% au troisième à 81% au quatrième test. Par ailleurs la fenêtre de l'éclosion pour le témoin est de 21 heures, elle diminue au test 2 jusqu'à 19 heures, pour atteindre 14 heures au test 3 et 4.

De ce fait il parait que la concentration en CO₂ optimale est de 0,8% qui permet de réduire la fenêtre de l'éclosion, et d'augmenter le taux de l'éclosion.

A

Anonyme1; www.fao.org/Ag/AGAInfo/programmes/en/genetics/documents/Interlaken/countryreports/Algeria.pdf

Anonyme 2; http://www.ensv.dz/wp-content/uploads/2016/01/livret10e_JSV_web.pdf

Anonyme3; <https://clercsvt.jimdo.com/ancien-programme-college/quatrieme/4-reproduction-sexu%C3%A9/>

Anonyme 4 ; L'incubation artificielle des œufs de poule, Disponible sur <http://www.ovo-site.net/Jtopic/index.html>.

Anonyme 5; Département-de-developpement-de-couvoir/optimizez-votre-chaine-de-valeur-4-pourquoi-et-quand-augmenter-ou-baisser-l/, www.petersime.com 2018

Anonyme, 1988 ; l'éleveur peut améliorer le taux d'éclosion Euribrid info juin 1988 p.16

Anonyme, 2002 ; Œuf à couvrir : Forum : www.la-nationale.com 2002.

Akouango F., Bandtaba P., et Ngokaka C., 2005 ; Croissance pondérale et productivité de la poule locale *Gallus domesticus* e élevage fermier au Congo. Animal genetic resources, 2010, 46, 61 - 65, Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2010, <http://www.fao.org/docrep/012/i1353t08.pdf>, consulté le 17/12/2010.

Audiont V et Thapon J.L.,1994; Composition de l'œuf de poule in Thapon et Bourgois, 1994.

Azeroul E., 2006 ; Elevage de poulet de chair. Disponible sur <http://www.avicultureaumaroc.com/elvagepc.html>. Consulté le 6/9/2010

B

Brillard J. P., et De Reviere M., 1989 ; L'insémination artificielle chez la poule. Bases physiologiques et maîtrise du taux de fécondation des œufs. INRA Prod Anim 2 (3), 197-203. Disponible sur <http://granit.jouy.inra.fr/productionsanimales/1989/Prod Anim 1989 2 3 04.pdf>, consulté le 18/10/2010

Brugere H., 1988 ; Les particularités de la physiologie des oiseaux. L'Aviculture Française, Informations techniques des services vétérinaires n° 100 à 103, Editions R Rosset, Paris, France, 71 – 80.

C

Crowder., 1977 ; l'aviculture source de profit et de plaisir p 1

Cobb, 2008 ; Guide d'élevage des reproducteurs Cobb. Disponible sur <http://www.cobbvantress.com/contactus/brochures/Breeder mgmnt guide french.pdf>, consulté le 20/12/2010

D

Decuypere E., Onagbesan O., De Smit L., Tona K., Everaert N., Witters A., Debonne M., Verhoelst E., Buyse J., Hassanzadeh M., De Baerdemaeker J., Arckens L. et Bruggema, V.(2006) ; Hypoxia and hypercapnia during incubation of chicken eggs: effects on development and subsequent performance. *World's Poultry Science Journal* (Suppl), 486-490

Delarue, J. and Sieffermann, J.M. 2004; Sensory mapping using Flash profile. Comparison with a conventional descriptive method for the evaluation of the flavour of fruit dairy products. *Food Quality and Preference*, 15, 383-392.

E

Eekren N. V., Maas A., Saatkamp H. W. et Verschuur M., 2006 ;L'élevage des poules à petite échelle. *Agrodok 4*, Quatrième édition révisée, Editions Fondation Agromisa et CTA, Wageningen, Pays Bas, 97 p

Everaert N., Kamers B., Witters A., De Smit L., Debonne M., Decuypere E., and Bruggeman V., 2007; Effect of four percent carbon dioxide during the second half of incubation of embryonic development, hatching parameters, and post hatch growth. *Poultry science*, 86:1372-1379.

F

F15, 2012 ; guide d'élevage reproducteurs 'chair' de la souche 'F15'

French N.A. (2010); Tips for successful hatchery management. *Poultry International*, August, 30-33.

G

Gautron., J, Hinke., M, Garcia-Ruiz J.M, Vidal. M et Nys Y., 2005 ; Relation entre les protéines de la matière organique de la coquille et qualité de l'œuf. 6^{ème} J R A, S t Malo, 30 et 31 Mars 2005

Gillespie J. et McHanwell S. (1987) ; cités par Reijrink I. *et al* (2008), ont mesuré le pH de l'espace extracellulaire au cours des toutes premières heures d'incubation. Ils ont trouvé des valeurs variant de 7,9 à 8,4. Dans des études précédentes, ces mêmes auteurs avaient déjà démontré que la migration du fibroblaste était optimale lorsque le pH était de 8,2. Il apparaît donc que le pH optimal pour le développement embryonnaire au cours des tous premiers jours se situe entre 7,9 et 8,4.

H

Hassanzadeh M., Bozorgmehri Fard M.H., Buyse J., Bruggeman V., and Decuypere E., 2004; Effect of chronic hypoxia during embryonic development on physiological functioning and on hatching and post-hatching parameters related to ascites syndrome in broiler chickens. *Avian pathology*, 33(6), 558-564.

Hirsch M., 2003 Evaluation nutritionnelles et sanitaire des aliments issus de l'agriculture biologique. France. 140p. Site:www.afssa.fr.

Hubbard ISA1996 ; Alimentation des reproducteurs, Guide d'élevage Hubbard ISA, 1996 pp. 2-6

K

Kamel Feliachi., 2003; commission nationale AnGR, 16p

L

L'amoulen M., 1988 ; L'incubation artificielle. L'Aviculture Française, Informations techniques des services vétérinaires n° 100 à 103, Editions R Rosset, Paris, France, 225 – 238

Larbiem., Leclercqb., 1992 ; Nutrition et alimentation des volailles. INRA Edition, Paris, 335pp.

Larousse., 1997 ; Dictionnaire scientifique p291

Leksrisompong N., Romero-Sanchez H., Plumstead P.W., Brannan K.E. Et Brake J. (2007); Broiler incubation. 1. Effect of elevated temperature during late incubation on body weight and organs of chicks. *Poultry Science*, 86, 2685-2691

Lissot G., 1987 ; Poules et œufs. Editions La Maison Rustique Flammarion, Paris, France, 285 p.

M

Mibanni et Bourezak,1997 ; Les reproducteur chair Bul. Technique ITPE, 1997 pp. 12-14-15.

Molenaar R., Reijrink I., Meijerhof R. ET Van den Brand H. (2010); Meeting embryonic requirements of broilers throughout incubation: A Review. *Brazilian Journal of Poultry Science*.12, 3: 137-148

N

Nau. F., Guerin. F, Baron. D et Thapon. J., 2010 ; Science et technologie de l'œuf. Edition TEC et DOC. p30

Nys., 1994 ; Formation de l'œuf in Thapon et Bourgois., 1994

P

Pacôme Leon., 2018 ; Structure anatomique de l'œuf disponible sur : http://pacomeleon.re/wordpress/?page_id=3044

Pelé. H., 1982 ; Effet de la précocité sexuelle sur la production d'œuf. NRevAviculture N° 429, 1982 pp 43-45

Pelé B., 2003; Method for incubation and hatching of bird's eggs and device for carrying out the same. Disponible sur <http://www.sumobrain.com/patents/W02003086060.html>

R

Robyn Alders., 2005 ; l'aviculture source de profit et de plaisir disponible sur :

<http://www.fao.org/docrep/008/y5114f/y5114f04.htm#bm04>.

S

Salaun J. L., 1988 ; La pondeuse reproductrice de type chair. L'Aviculture Française, Informations techniques des services vétérinaires n° 100 à 103, Editions R Rosset, Paris, France, 167 – 185.

Sanofi., 1999 ; Les maladies contagieuses des volailles, France, 12p.

Sauveur. B., 1982 ; programme lumineux conduisant à un étalement de la période de la reproduction. Rev. Bibliographique Ann. Zoot n°31, 1982 pp. 171-186.

Sauveur B. (1988) ; Reproduction des volailles et production d'œufs. INRA. Station derecherches avicoles. Centre de Tours-Nouzilly, 37380 Monnaie. 449 p

Smith, A.J., 1990; Poultry. CTATropical Agriculturalist Series, Technical Centre for Agricultural and Rural Cooperation, Macmillan, Londres et Wageningen, Pays-Bas, p218.

Smith, A.J., 1992 ; L'élevage des volailles. Deuxième volume. Paris 1992 p335.

Smith L., Bruggeman V., Debonne M., Tona J.K., Kamers B., Everaert N., Withers A., Onagbesan O., Arckens L., De-Baerdemaeker J., and Decuypere E., 2008;The effect of nonventilation during early incubation on the embryonic development of chicks of two commercial broiler strains differing in ascites susceptibility. *Poultry science*, 87:551-560.

T

Tona K., Onagbesan O.M., Jego Y., Kamers B., Decuypere E., and Bruggeman V., 2004. Comparison of embryo physiological parameters during incubation, chick quality, and growth performance of three lines of broiler breeders differing in genetic composition and growth rate. *Poultry science*, 83:507-513.

Tona K., Kemps B., Bruggeman V., Bamelis F., De Smith L., Onagbesan., De B aerdemaeker J., and Decuyper E., 2005. Comparison of three lines of broiler breeders differing in ascites susceptibility or growth rate .1. Relationship between acoustic resonance data and embryonic or hatching parameters. Poultry science, 84:1439-1445.

W

Walsh T., Rizk R.E. ET Brake J. 1995; Effects of temperature and carbon dioxide on albumen characteristics, weight loss and early embryo mortality of long stored hatching eggs. Poultry Science, 74, 1403-1410

Wageningen N. V., MeinderTts J., Bonnier P., et Kasper H., 1998 ; L'incubation des œufs par les poules et en couveuse. Agrodok n034, quatrième édition, Editions Fondation Agromisa et CTA, Wageningen, Pays Bas, 61 p.

Wineland M.J., Christensen V.L., Fairchild B.D., et Yildrim I. 2001; Effect of temperature and oxygen upon embryos during the plateau stage. Avian and Poultry Biology Reviews, 12,4: 169-202.

Wineland M.J., Christensen V.L., Yildrum I., Fairchild B.D., Ort D.T., and Mann K.M., 2006; Incubator environment interacts with genetic line of broiler at the plateau stage to affect embryo plasma thyroxin and triiodothyronine concentrations. International journal of poultry science, 5(8): 714-722.

Références Bibliographiques

INTRODUCTION

Première partie
Synthèse bibliographique

Chapitre I

Historique de l'aviculture

Chapitre II

Généralités sur L'œuf

Chapitre III

Incubation des œufs de poule

Deuxième partie
Partie expérimentale

Chapitre I

Matériels et méthodes

Chapitre II

Résultats et discussions

Conclusion

Références bibliographiques

Sommaire
