

N° d'ordre :

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

People's Democratic Republic of Algeria

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministry of Higher Education and Scientific Research



معهد العلوم البيطرية
Institute of
Veterinary Sciences

جامعة البليدة 1
University Blida-1



Mémoire de Projet de Fin d'Etudes en vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

**Suivi des œufs à couver des reproducteurs de
poulet de chair**

SIDI MAMMAR Melissa Maria

TAOUCHE Naima

Soutenu le **06/07/2023**

Présenté devant le jury :

Président :	Dr CHERIFI N.	MCB	ISV/Blida 1
Examineur :	Dr MEBKHOUT F.	MCB	ISV/Blida 1
Promoteur :	Dr AIT BELKACEM A.	MCA	ISV/Blida 1
Co-Promoteur :	Dr AMEZIANE S.	MAA	ISV/Blida 1

Année universitaire **2022/2023**

Remerciements

A l'issue du cycle de notre formation vétérinaire,

Nous remercions DIEU le tout puissant de nous avoir donné la force, le courage et les moyens pour pouvoir accomplir ce projet.

Nous adressons nos vifs remerciements aux membres du jury d'avoir accepté d'évaluer ce présent travail.

Nous tenons à exprimer toute notre reconnaissance à notre cher Promoteur Dr. AIT Belkacem A. Merci de nous avoir encadré, orienté, aidé et conseillé.

Nos remerciements les plus chaleureux vont à notre co-promotrice Dr Ameziane S. pour sa générosité, sa patience, sa disponibilité et sa réactivité tout au long de la réalisation de ce mémoire.

Nous remercions également toute l'équipe pédagogique de l'ISV Blida pour sa compétence et ses efforts inlassables durant nos cinq ans d'études.

Nous souhaitons présenter notre gratitude envers toutes les personnes et institutions qui ont rendu possible la réalisation de ce mémoire, à leur tête Dr KHOUBAI.A , Dr Maarouf .A , Dr Allali.A, Eurl Khobai volaille, Eurl Khider Abdelkader et SARL Haroun.

À tous ces intervenants, nous vous présentons nos remerciements, notre respect et notre reconnaissance.

Dédicaces

Grâce à la volonté divine d'ALLAH notre Dieu le miséricordieux et bien veillant qui nous a permis d'achever et de présenter ce modeste travail que je dédie :

Aux êtres les plus chers au monde, mes plus grands soutiens, en témoignage de ma gratitude éternelle;

À celle qui m'a donné la vie et qui a toujours été là pour moi depuis mon premier souffle "maman". Tu as sacrifié tant de choses pour moi, mettant tes propres besoins de côté pour veiller à ce que j'aie tout ce dont j'avais besoin. Tu as été ma première enseignante, m'apprenant les valeurs essentielles de l'amour, de la générosité et de la persévérance. Ton exemple a été mon guide, me montrant comment être une personne aimante, forte et résiliente.

À mon héros, mon cher papa, ma source de force et de stabilité, je te remercie pour tout ce que tu as fait et continues de faire pour moi. Tes mots sages, ton épaule solide et ton amour inébranlable m'ont aidé à surmonter les épreuves et à grandir en tant que personne. Je suis reconnaissante pour ton soutien, ta confiance et ton amour.

*À mes frères **Abdellah Aymen**, **Med Anis** et ma sœur **Sarah**, vous êtes mes complices, mes alliés les plus fiables, mes soutiens inconditionnels et mes amis pour la vie.*

*À toute la famille « **Taouche** » et « **Korchi** », à mes oncles et tantes surtout « **Salma** » et « **El Djazia** ». À mes cousins et cousines sans exception.*

*À ma grand-mère **Malika**, cette dédicace est un hommage sincère à ta mémoire. Tu étais un pilier de notre famille, un lien qui nous unissait tous, et ton absence se fait sentir chaque jour. Tu resteras à jamais gravée dans nos cœurs ! « Que Dieu t'accueille dans son vaste paradis ».*

*À ma chère grand-mère, **Rahoui Tassadit**, ta présence a été un trésor précieux, et je suis incroyablement chanceuse de t'avoir dans ma vie. Tes Douaa, ta sagesse et ton amour ont illuminé mon chemin depuis mon plus jeune âge. Je t'aime profondément.*

*À celle qui a toujours cru en moi, ma meilleure amie **Meriem**, Tu as partagé mes joies, mes peines et mes succès. Tu m'as soutenu à chaque étape de ma vie, m'encourageant à donner le meilleur de moi-même et me rappelant de croire en mes capacités. Notre amitié est un trésor précieux que je chéris chaque jour.*

*À mes chères **Cookizat**, surtout **Amina**, **Sana** et **Rayane** je vous remercie de votre amitié authentique et de votre présence constante dans ma vie. Vous êtes mes anges gardiens, mes rayons de soleil et mes complices dans toutes les folies de la vie.*

*A ma meilleure rencontre universitaire, ma chère amie et binôme "**Melissa**"; depuis que nos chemins se sont croisés, nous avons créé une synergie unique, combinant nos forces, nos talents et notre détermination. Dans nos travaux, nos projets et nos aventures, tu es toujours là pour apporter ton expertise, ton soutien et ta perspective unique. Ta passion, ton dévouement et ta persévérance sont une source constante de motivation pour moi.*

*A toutes mes amies et mes collègues de spécialité :**Dalila**, **Imene**, **Kaïssa**, **Nour**, **Djouza**, **Ines** ... Je souhaite également exprimer ma reconnaissance envers vous, vous étiez mes compagnons de route tout au long de cette aventure.*

*A **Wafa** notre déléguée de section, pour te remercier de ton dévouement et de ton engagement sans faille envers nous. Tu as été une voix forte, plaidant pour nos droits. Tu as travaillé sans relâche pour créer un environnement inclusif et favorable à la réussite de chacun d'entre nous.*

*A l'exceptionnelle **Dr Ameziane** votre soutien constant, votre disponibilité et vos commentaires constructifs ont été d'une valeur inestimable. Vous étiez une conseillère bienveillante et une partenaire précieuse dans notre parcours.*

*A la meilleure cheffe de département **Dr Sellali**, vous incarnez l'excellence et l'exemplarité. Votre expertise, votre passion pour votre domaine et votre vision claire ont stimulé notre motivation.*

*Enfin, j'adresse une pensée particulière à tous ceux qui ont contribué à ma formation et à mon apprentissage en particulier **Dr Ait Belkacem**, **Dr Allali**, **Dr Khoubai** et **Dr Maarouf Abir**, que ce soit à travers des discussions inspirantes, des projets collaboratifs ou des échanges enrichissants. Votre impact est inestimable.*

Avec toute ma gratitude et mon affection,

Naima

Dédicaces

*C'est avec profonde reconnaissance et sincères mots, que je dédie ce mémoire de fin d'études à
tous ceux qui me sont chers.*

À mes très chers parents,

*Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour
les sacrifices que vous avez consentis pour mon instruction et mon bien-être.*

*Je vous remercie pour tout le soutien et l'amour que vous me portez depuis mon enfance et
j'espère que votre bénédiction m'accompagnera toujours.*

*Que ce modeste travail soit l'exaucement de vos vœux tant formulés et le fruit de vos
innombrables sacrifices. Puisse Dieu, le Très Haut, vous accorder santé, bonheur et longue vie.*

*À mes trois sœurs Sarah , Naila , Dalia et mon unique frère Mohammed, vous qui m'apportez
tant de joie, de complicité et de rires dans ma vie. Je vous aime plus que les mots ne peuvent
l'exprimer.*

*À tous les membres de ma famille sans exception , mille mercis pour votre motivation et
encouragements continus.*

*À mon binôme Naima , ton engagement et ton dévouement ont été inestimables tout au long de
notre collaboration Merci infiniment pour cette expérience enrichissante !*

À mes amis, et à tous mes camarades de la promotion vétérinaire 2018/2019

*À l'ensemble des enseignants de l'ISV Blida et à toute personne qui a contribué de près ou de
loin à la réalisation de ce projet .*

MELISSA

Résumé

La rentabilité de l'élevage des reproducteurs est étroitement liée aux taux de production des œufs à couver et de l'éclosabilité de ces derniers.

L'objectif de ce travail est de déterminer les facteurs qui peuvent influencer le taux d'éclosion des OAC, entre autres les infertilités et les mortalités embryonnaires à tout stade de développement.

Notre étude a été réalisée au niveau d'un couvoir sur des œufs non éclos après 21 jours d'incubation ; restant sur 3 plateaux de 150 œufs par plateaux pour chaque date .tous les œufs sont issus de la même souche cobb500 ,de la même bande et d'un même bâtiment d'élevage.

Ce travail a duré plusieurs semaines , pendant lesquels, il a été constaté que les taux d'éclosions variant entre 55% et 75%, étaient bas comparativement à la norme de 78,7% à 83,1%,. Après analyse des données collectées nous avons enregistré des taux importants d'infertilités (entre 9,33% et 17,33%) contre une norme de 8 % tandis que les mortalités embryonnaires précoces atteignent 5,78% pour une valeur norme de 4.5 % et les mortalités tardives varient 1,33% et 6,22% par rapport à la valeur de référence indiquée par le guide (3%).

Un problème de contamination a été également relevé avec une valeur de 5,11% d'œufs infectés dépassant clairement la limite de 1% et ceci pendant 3 semaines de notre suivi .

Les résultats obtenus ont permis de mettre en évidence l'importance du respect des règles d'élevage et d'incubation afin l'optimiser les bénéfices et de minimiser les pertes.

Mots clés : Reproducteurs chair , Infertilités des OAC , couvoir, taux d'éclosions.

Abstract

The profitability of breeder farming is closely linked to the production rates of hatching eggs and the hatchability of these eggs. The objective of this study was to determine the factors that can influence the hatchability rate of hatching eggs, including infertility and embryonic mortality at any stage of development.

Our study was conducted at a hatchery on unhatched eggs after 21 days of incubation, comprising three trays of 150 eggs per tray for each date. All the eggs were from same Cobb500 strain, the same building and the same rearing building.

To determine the probable causes of the decrease in hatchability rates, we chose the technique of egg breakouts and analysis of hatch debris.

This work lasted several weeks, during which it was noted that the hatching rates were low compared to the norm of 83.1% to 78.7%, varying between 55% and 75%. After analysing the data collected, we recorded high rates of infertility (between 9.33% and 17.33%) compared to a standard of 8% and early embryonic mortality (reaching 5.78%) compared to a standard value of 4.5% and late embryonic mortality (between 1.33% and 6.22%) compared to 3% indicated by the guide.

A contamination problem was also noted, with a value of 5.11% of infected eggs clearly exceeding the 1% limit during 3 weeks of our monitoring.

In the end, the results obtained have highlighted the importance of adhering to breeding and incubation rules in order to optimize profits and minimize losses.

Key words: Broiler breeders, Hatching eggs, Infertility of eggs Hatchery, Hatching rate.

ملخص

ترتبط ربحية تربية الدجاج التكاثري ارتباطا وثيقا بمعدلات إنتاج البيض وقابلية هذا الأخير على الفقس .

يهدف هذا العمل إلى تحديد العوامل التي يمكن أن تؤثر في معدل فقس بيض التفقيس، بما في ذلك عدم الإخصاب وموت الأجنة خلال مختلف مراحل التطور.

تمت دراستنا في محضنة خاصة حيث تم تحليل نتائج عملية الفقس بعد 21 يومًا من الحضن، على البيوض المتبقية في 3 صواني سعة كل صينية 150 بيضة في كل مرة.

مع العلم ان كل البيوض تنتمي الى نفس النوع Cobb 500 وتم الحصول عليها من نفس المدجنة.

لتحديد الأسباب المحتملة لانخفاض معدلات الفقس، اخترنا تقنية تحليل البيض المكسور وتحليل بقايا الفقس.

استمر عملنا لعدة أسابيع، تم خلالها ملاحظة أن جميع معدلات الفقس تبتعد كثيرًا عن المعايير المطلوبة، حيث تتراوح بين 55% و 75% مصحوبة بمعدلات عالية من عدم الإخصاب تتراوح بين 9.33% و 17.33% مقارنة بالقيمة الطبيعية المقدرة ب 8% قيمة طبيعية، والموت المبكر (يصل إلى 5.78%) مقابل 4.5% والموت المتأخر للأجنة (بين 1.33% و 6.22%) مقارنة ب 3% قيمة طبيعية.

تم أيضًا تحديد مشكلة تلوث البيوض، حيث تم العثور على نسبة 5.11% من البيوض الملوثة والتي تتجاوز النسبة المسموح بها المساوية 1% وذلك خلال 3 أسابيع من الدراسة.

في الأخير، ظهرت النتائج المتحصل عليها أهمية احترام قواعد التربية والحضن لتحسين الأرباح وتقليل الخسائر.

الكلمات المفتاحية: الدجاج التكاثري اللاحم، مفقس، عدم إخصاب البيوض، معدل الفقس.

Sommaire

Remerciements

Dédicaces

Dédicaces

Résumé

Abstract

ملخص

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des photos

La liste des abréviations

Introduction 1

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I GENERALITES

1. Importance de la filière avicole	3
1.1. A l'échelle mondiale	3
1.2. A l'échelle nationale	3
2. Aperçu sur l'élevage des reproducteurs chair	3
3. Gestion des œufs à couvrir au niveau du bâtiment d'élevage	4
3.1. Collecte des OAC	4
3.2. Tri primaire des OAC	4
3.3. Nettoyage et désinfection	4
3.4. Stockage	5
3.5. Transport des OAC	5

CHAPITRE II INCUBATION

1. Définition de l'incubation	6
2. Types d'incubation	6
2.1. Incubation naturelle (couvaision naturelle)	6
2.2. Incubation artificielle	6
3. Le couvoir	6
3.1 Implantation du couvoir.....	6
3.2 Agencement et organisation des secteurs fonctionnels.....	6
3.3. Les différents compartiments du couvoir	7
3.3. 1. La zone « propre »	7

3.3.1.1. Salle de réception des OAC	7
3.3.1.2. Salle de tri	7
3.3.1.3. Salle de stockage	8
3.3.1.4. Salle de préchauffage.....	9
3.3.1.5. Salle d'incubation.....	9
3.3.1.5.1. Les modes de chargement des incubateurs dans un couvoir	9
3.3.1.5.2. Les différents paramètres de l'incubation.....	10
3.3.1.5.2.1. Le positionnement.....	10
3.3.1.5.2.2. Température.....	10
3.3.1.5.2.3. Humidité.....	11
3.3.1.5.2.4. Ventilation	12
3.3.1.5.2.5. Retournement des œufs	12
3.3.1.6. La salle de mirage	12
3.3.1.6.1. La différence entre l'œuf fertile et infertile	13
3.3.1.6.2. Le rôle du mirage.....	13
3.3.1.6.3. Les différentes techniques de mirage	13
3.3.2. Les différents compartiments de la zone « sale »	14
3.3.2.1 Salle de transfert	14
3.3.2.2. Salle d'éclosion	14
3.3.2.2.1. Les différents paramètres de l'éclosion.....	15
3.3.2.2.1.1. Température	15
3.3.2.2.1.2. Humidité.....	15
3.3.2.2.1.3. Ventilation	15
3.3.2.2.2. La fenêtre d'éclosion	16
3.3.2.2.3. Les étapes de l'éclosion.....	16
3.3.2.2. Œufs non éclos/morts en coquille	18
3.3.2.3. Salle de Tri et d'expédition des poussins.....	18
3.3.2.3.1. La qualité de poussin d'un jour.....	19
3.3.2.3.2. Les méthodes d'évaluation de la qualité de poussin	19
3.4. Interventions dans le couvoir.....	21
3.4.1. La vaccination	21
3.4.1.1. La vaccination du poussin d'un jour	21
3.4.1.2. La vaccination in ovo	21
3.4.2. Le sexage	22

3.5. L'hygiène au couvoir	22
3.5.1. Le nettoyage et désinfection du matériel et des locaux	23
3.5.1.2. Salles	23
3.5.1.2. Le matériel	23

CHAPITRE III DEVELOPPEMENT EMBRYONNAIRE

1. Anatomie de l'œuf à couvrir	25
2. Etapes du développement embryonnaire	26
3. Phases critiques du développement embryonnaire	30

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE IV MATERIEL ET METHODE

1. Problématique.....	33
2. Objectif	33
3. Matériel et méthodes.....	33
3.1. Zone d'étude.....	33
3.2. Lieu d'expérimentation.....	34
3.3. Matériel	35
3.4. Méthodes	38
3.4.1. Définition de la méthode de cassure	38
3.4.2. Protocole de réalisation de la méthode	38

CHAPITRE V RESULTATS ET DISCUSSION

1. Résultats.....	42
1.1. Taux d'éclosion	42
1.2. Œufs clairs	43
1.3. Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jrs)	44
1.4. Mortalités embryonnaires moyennes (8- 14 jrs).....	45
1.5. Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jrs)	45
1.6. Problèmes de bêcheage et moments d'éclosion (Précoce ou tardive)	46
1.7. Contamination des œufs.....	47
2. Discussion.....	48
2.1. Œufs clairs	48
L'avis du vétérinaire praticien faisant le suivi de cet élevage	48
2.2. Mortalité embryonnaire précoces (1-7 jrs)	49
2.3. Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jrs)	50
2.4. Contamination des œufs	51

CONCLUSION ET RECOMMANDATION

<i>Conclusion</i>	52
<i>Recommandations</i>	53
Références bibliographiques	54

ANNEXES

Liste des figures

Figure 1 : La marche en avant (29).....	7
Figure 2 : Incubateur (40).....	9
Photo 3 : Salle d'incubation	9
Figure 3 : Position de l'œuf (43)	10
Figure 4 : Mirage par LED (49)	
Figure 5 : Mirage par sondage(49)	
Figure 6 : Mirage table(49).....	14
Figure 7 : Transfert des œufs (51).....	14
Figure 8 : Poussin déshydraté Itavi (57)	19
Figure 9 : les sites d'injection de la vaccination in ovo (38).....	22
Figure 10 : Les composants de l'œuf à couvrir (62)	25
Figure 11 : Localisation de la commune de Taourga dans la wilaya de Boumerdes (68).....	33
Figure 12 : plan du couvoir (39).....	34
Figure 13 : Comparaison entre les taux d'éclosion standards de la souche Cobb 500 et les taux d'éclosion obtenus durant 10 semaines.	42
Figure 14 : Pourcentage des œufs clairs obtenus durant 10 semaines.....	43
Figure 15 : Pourcentages des mortalités embryonnaires précoces (1-7 jrs) obtenus durant 10 semaines.....	44
Figure 16 : Pourcentages des mortalités embryonnaires moyenne (8- 14 jrs) obtenu durant 10 semaines.....	45
Figure 17 : Pourcentages des mortalités embryonnaires tardives (15-19 jrs) obtenus durant 10 semaines.....	45
Figure 18 : Pourcentages des problèmes de bêcheage et moments d'éclosion obtenus durant	46
Figure 19 : Pourcentages des contaminations obtenus durant 10 semaines.....	47

Liste des tableaux

Tableau 1 : Méthodes pour la désinfection des OAC (20).....	5
Tableau 2 : L'influence de la température d'incubation sur la date d'éclosion (46).....	11
Tableau 3 : La différence entre l'œuf fertile et l'infertile (38).....	13
Tableau 4 : Taux de CO2 dans l'éclosoir au cours d'éclosion (32).	16
Tableau 5 : Postions normales et anormales du poussin avant l'éclosion (38)	17
Tableau 6 : Paramètres évalués par le PASGAR SCORE (32).....	20
Tableau 7 : Les différentes étapes du développement de l'œuf pour arriver à un poussin le 21e jour (38)	26
Tableau 8 : Les causes d'infertilité des OAC selon Wilson H.R (32)	30
Tableau 9 : Analyse des causes de mortalité embryonnaire (32,66)	30
Tableau 10 : durées de stockage ; dates d'incubation et dates d'éclosion des OAC suivi.....	36

Liste des photos

Photo 1 : Salle de stockage.....	8
Photo 2 : Le stockage des OAC.....	8
Photo 3 : Salle d'incubation	9
Figure 2 : Incubateur (40).....	9
Photo 4 : Retournement des œufs.....	12
Photo 5 : Poussins après éclosion	18
Photo 6 : Tri des poussins	18
Photo 7 : Vaccination des poussins d'un jour.....	18
Photo 8 : Salle de tri, vaccination sexage et expédition.....	35
Photo 9 : œufs non éclos	35
Photo 10 : Cassure des œufs à l'aide d'un bâton métallique.....	36
Photo 11 : Poussins éclos et œufs non éclos dans une caisse en plastique.....	37
Photo 12 : Collection d'œufs non éclos dans des alvéoles en carton.....	37
Photo 13 : Versement du contenu d'un œuf clair dans une caisse en carton.....	37
Photo 14 : Poussin vivant.....	39
Photo 15 : Poussins morts par malabsorption du sac vitellin.....	39
Photo 16 : Œuf ouvert du cote de la chambre à air lors de l'opération de cassure	39
Photo 17 : Mortalité embryonnaires à différents stades de développement.....	40
Photo 18 : embryon mort tardivement.....	40
Photo 19 : Embryon mort par Malposition	40
Photo 20 : Œuf contaminé.....	41
Photo 21 : Œufs infertiles.....	41
Photo 22 : les œufs non éclos triés après cassure.....	41

La liste des abréviations

OAC :	Œufs à couver
% :	Pourcentage
C° :	Degré Celsius
°F :	Fahrenheit
HR:	Humidité relative
CO2 :	Dioxyde de carbone
h :	Heure
cm :	Centimètre
mm :	Millimètre
g :	Gramme
Jrs :	Jours
SARL :	Société à responsabilité limitée
EURL :	Entreprise unipersonnelle à responsabilité limitée
ITAVI :	Institut Technique d'aviculture.
ITELV :	Institut Technique des Élevages
INSV :	Institut national des sciences vétérinaires
ONAB :	Office National des Aliments du Bétail
UAB :	Unités d'Aliment de Bétail



INTRODUCTION

Introduction

Le secteur avicole continue à se développer et à s'industrialiser dans de nombreuses régions du monde. La croissance de la population, l'urbanisation, ainsi qu'un plus grand pouvoir d'achat ont été de puissants moteurs favorisant cette évolution (1).

Depuis l'indépendance, l'Algérie a connu l'essor le plus spectaculaire en matière de productions animales particulièrement en aviculture, grâce à l'intervention de l'Etat (2).

Aux alentours des années 90, la filière avicole algérienne a subi une restructuration profonde dans le sens de l'émergence d'entreprises et de groupes intégrés (Office national des aliments du bétail [ONAB] et Groupes avicoles régionaux, Unités d'aliments du bétail [UAB] et accouveurs privés, abattoirs modernes), sans disposer d'une stratégie commune. La filière est aussi marquée par une forte présence d'institutions et d'organismes financiers, techniques, sanitaires et de contrôle de la qualité (banques, Institut technique des élevages [ITELV], Institut national de la médecine vétérinaire [INSV], chambres d'agriculture et subdivisions agricoles) (3).

L'élevage des poules reproductrices est un métier particulièrement exigeant en termes de technicité et de temps de travail (4). En effet la qualité du poussin d'un jour dépend en grande partie de celle de l'œuf à couvrir. Il convient donc de s'assurer que, pendant toutes les étapes de l'élevage des reproductrices, tous les efforts nécessaires soient mis en place pour garantir une qualité optimale des œufs. Il est également nécessaire de faire appel à des incubateurs artificiels pour la couaison des œufs en respectant tous les paramètres techniques et sanitaires du couvoir afin d'obtenir le maximum d'œufs viables, le maximum de poussins éclos et le maximum de poussins commercialisables (5,6).

C'est dans ce cadre que s'inscrit ce travail qui a pour objectif de réaliser un suivi complet des œufs à couvrir issus de reproducteurs de type chair, de la ponte à l'éclosion pendant plusieurs semaines.

Ce mémoire est constitué de deux parties, dont la première est une synthèse des connaissances bibliographiques composée à son tour de trois chapitres portant sur les règles générales de la gestion des œufs à couvrir au niveau de l'élevage reproducteur ainsi qu'au niveau du couvoir et sur les différentes étapes du développement embryonnaire notamment les phase critiques de ce dernier.

La deuxième partie est une étude expérimentale qui a pour but de déterminer les facteurs influençant les taux d'éclosabilité des OAC suivi en l'occurrence les infertilités et les mortalités embryonnaires, c'est pourquoi nous avons opté pour la technique de cassures des œufs ``Break out eggs and analyse hatch debris`` qui nous a permis d'obtenir des résultats que nous avons interprété et discuté par la suite .

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE



CHAPITRE I : GENERALITES

CHAPITRE I : GENERALITES

1. Importance de la filière avicole

1.1. A l'échelle mondiale

La viande de volaille est la première viande produite et consommée dans le monde (7). Elle bénéficie d'une grande accessibilité économique et n'est soumise à aucun tabou culturel ou religieux. De plus, elle dispose d'une bonne image diététique et sanitaire auprès des consommateurs (8).

L'accroissement de la consommation des produits avicoles stimule de plus en plus le marché mondial de volaille qui évolue de 2 à 3% annuellement (9)

1.2. A l'échelle nationale

En Algérie, le secteur avicole a connu une progression significative depuis le début de l'année 1980, grâce aux programmes de développement mis par l'état dans une perspective d'autosuffisance alimentaire. La stratégie adoptée par les pouvoirs publics a permis certes de répondre aux besoins de la population en viande blanche et en œufs de consommation mais au prix d'une dépendance vis-à-vis du marché mondial en intrants avicoles (Maïs, tourteaux de soja, produits vétérinaires, poussins parentaux) et en matériel d'élevage (10). Actuellement, l'industrie avicole en Algérie génère une production de viande de volaille comprise entre 350 et 475 mille tonnes, ce qui équivaut à environ 240 millions de poulets par an, et plus de 3 milliards d'œufs de consommation. Elle est constituée de 20 000 éleveurs et emploie environ 500 000 personnes, contribuant ainsi à la subsistance de 2 millions de personnes (11).

2. Aperçu sur l'élevage des reproducteurs chair

L'objectif de l'élevage de la poule et du coq reproducteurs type chair est de transmettre à leur progéniture tous les caractères recherchés (une croissance rapide, une bonne efficacité alimentaire et une excellente qualité de viande) ; tout en gardant leur potentiel de reproduction intact (12). Pour cela il est crucial de sélectionner des oiseaux en bonne santé et pleins de vitalité, issus de bon reproducteurs, en évitant autant que possible les liens de consanguinité (13).

Les coqs doivent représenter 10% de l'effectif total de l'élevage. Il est préférable qu'ils aient un tempérament peu agressif et qu'ils correspondent à la même race des femelles. Il est également important de veiller à ce que leur taille soit adaptée à celle des poules pour éviter tout risque de blessure (14).

La vie des reproducteurs de poulets de chair compte deux étapes : l'élevage et la production. Pendant l'étape de l'élevage, les mâles et les femelles sont élevés séparément en raison de leurs taux de croissance et de leurs besoins nutritionnels différents. Par la suite, ils seront placés ensemble dans le poulailler de reproduction (15).

La gestion de l'élevage est une activité complexe qui requiert une connaissance approfondie dans le domaine, surtout pendant la période d'élevage, afin d'obtenir de bonnes performances lors de la phase de production (16).

L'alimentation, l'éclairage, l'ambiance générale du bâtiment et même les équipements doivent être parfaitement adaptés aux besoins des reproducteurs pour aboutir aux meilleurs résultats en terme de qualité et quantité d'œufs à couver (17).

3. Gestion des œufs à couver au niveau du bâtiment d'élevage

Les soins apportés à la gestion des OAC visent à protéger la viabilité de l'embryon pour obtenir une bonne éclosabilité et un poussin de qualité. Les œufs doivent avoir un poids de 51-52 g au minimum pour être incubés (18).

3.1. Collecte des OAC

Afin d'éviter la contamination de la surface des coquilles à partir de l'environnement (litière, fond du nid), il est capital de récolter les œufs 3 à 4 fois par jour ou plus, quel que soit le climat. La collecte doit se faire soit sur des alvéoles neuves en carton, ou bien en plastique désinfectés après chaque utilisation (19).

3.2. Tri primaire des OAC

Les œufs destinés à l'incubation doivent faire l'objet d'une sélection minutieuse. Il faut conserver uniquement ceux qui présentent une taille, une forme, une couleur et une texture normale (20).

Les œufs pointus, trop petits ou trop gros ou dont la coquille est très mince ou poreuse ou présentant des anomalies (bosses, bourrelet, grains de calcaire...) sont déclassés (20).

3.3. Nettoyage et désinfection

Il est interdit de nettoyer les œufs à couver qui sont sales ou qui ont été pondus au sol. Il est important de noter qu'un œuf pondu contient environ 5000 bactéries à sa surface, tandis qu'un œuf pondu au sol peut contenir beaucoup plus de bactéries. La désinfection des œufs lorsqu'ils sont encore chauds est l'un des meilleurs moyens de prévenir la pénétration de bactéries ou de champignons dans l'œuf. Dès la formation de la chambre à air, toute désinfection ultérieure aura peu d'effet sur les contaminants qui ont déjà pénétré l'œuf (21).

Plusieurs méthodes de désinfection sont possibles (voir Tableau 1).

Tableau 1 : Méthodes pour la désinfection des OAC (20)

Produits/ Effets	Formal- dehyde	Ammonium quaternaire	Phénols	Acide Paracétique	Glutaral- dehyde	Chlore	Peroxyde d'hydrogène
Bactéricide	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Sporicide	(+)	(-)	(+-)	(+)	(+)	(+)	(+)
Fongicide	(+)	(+-)	(+)	(+)	(+)	(+-)	(+)
Virucide	(+)	(+-)	(+-)	(+)	(+)	(+-)	(+)
Toxicité	(+)	(-)	(+)	(-)	(+-)	(+-)	(+-)
Efficacité sur les matières organiques	(+)	(-)	(+-)	(+-)	(+-)	(-)	(+-)

Remarque : L'utilisation de formol est à risque pour la santé humaine. Son utilisation dépend des normes locales.

3.4. Stockage

Le stockage des œufs, préalablement refroidis après la désinfection, doit se faire à une température de 15-18° C (selon la durée de stockage), et une humidité relative de 80%.

Il est recommandé de limiter la période à moins d'une semaine, pour éviter les mortalités embryonnaires (20).

3.5. Transport des OAC

Après identification, les plateaux sont transportés dans des camions préférablement réfrigérés surtout lors de transport à longue distance pour garantir une meilleure conservation. Il est nécessaire d'éviter autant que possible les chemins accidentés dont les secousses peuvent casser les œufs (23).



CHAPITRE II : INCUBATION

CHAPITRE II: INCUBATION

1. Définition de l'incubation

C'est un processus qui consiste à maintenir des œufs à une température et une humidité contrôlée afin de permettre un bon développement (embryonnaire) et une bonne éclosion des OAC. L'incubation peut être effectuée naturellement, sous une poule couveuse, ou artificiellement, à l'aide d'une série de machines appelée incubateurs (6).

2. Types d'incubation

2.1. Incubation naturelle (couvaion naturelle)

La couvaion est un comportement parental qui s'exprime après la ponte d'un certain nombre d'œufs (8 à 14 œufs selon la taille de la poule) et dure environ 21 jours (12).

Au cours de cette phase la poule maintient une posture adéquate dans le nid pour garder ses œufs en chaud et instinctivement, elle se lève souvent pour les retourner afin de répartir la chaleur ce qui permet aux embryons de se développer uniformément bien au centre des œufs.

Pendant la couvaion, la poule ne quitte généralement pas son nid que pour boire, manger et faire ses besoins (24).

2.2. Incubation artificielle

C'est une technique de couvaion contrôlé par des machines à couvrir plutôt qu'une poule, qui s'effectue au sein d'un couvoir (24).

3. Le couvoir

Par définition le couvoir est un point de réception d'une quantité importante d'OAC provenant des exploitations avicoles des parentaux (fermes et élevages), afin de leur assurer une couvaion artificielle en utilisant des incubateurs (25).

3.1 Implantation du couvoir

Pour éviter les risques de contamination le lieu d'implantation du couvoir doit être éloigné et distant des bâtiments d'élevage et de toutes autres installations avicoles (usine d'aliment, abattoir) et mis à l'abri des vents revenants des bâtiments polluants et les différentes sources de stress (26).

Les circuits doivent être conçus de façon approfondie afin d'éliminer les différents vecteurs de contaminations possible (27).

3.2 Agencement et organisation des secteurs fonctionnels

Le couvoir est reparti en deux zones : une « propre » comprend toutes les activités concernant les œufs de la réception à l'incubation, et l'autre « sale » inclut l'éclosion et le

stockage des poussins. La séparation des deux zones doit être étanche et la circulation de tous les flux : œufs, matériel, personnel, air, eau et déchets se fait dans un sens unique allant de la zone propre à la zone sale, sans possibilité de retour en arrière (principe de la marche en avant), dans le but d'éviter tout entrecroisement entre des entités de statut sanitaire différents (Figure01) (28).

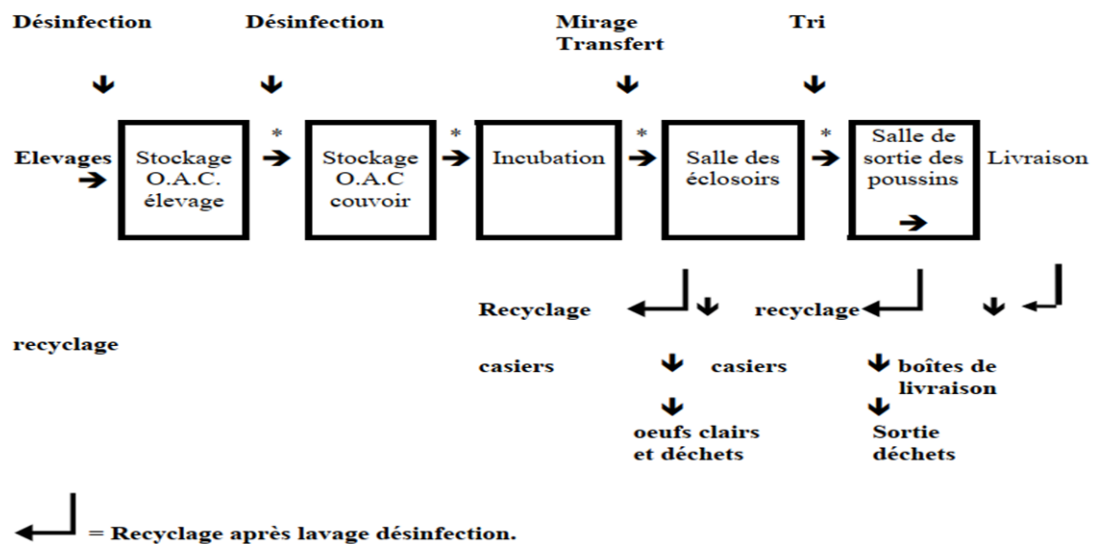


Figure 1 : La marche en avant (29).

3.3. Les différents compartiments du couvoir

3.3.1. La zone « propre »

3.3.1.1. Salle de réception des OAC

C'est la zone d'entrée des œufs arrivants des élevages des reproducteurs dans le couvoir, ces derniers sont ramassés sur des alvéoles ou conditionnés directement sur les plateaux d'incubation (30).

3.3.1.2. Salle de tri

Cette salle est dotée de tables de tri et d'appareils appelés suceuses de capacité variée. L'opération de tri a pour objectif d'obtenir des OAC incubables du fait que la qualité des œufs à couvrir est cruciale et essentielle pour produire des poussins de bonne qualité (31).

- **Les critères de choix des OAC**

Les OAC doivent être :

Frais, propres, pondus dans un endroit sec, ayant un poids convenable et sans anomalie de taille et de forme, le rapport longueur/largeur proche de 1,4/1,0 issus de troupeaux indemnes de maladie (32).

Les œufs présentant des défauts modérés ou sévères de leurs coquilles ainsi que les œufs souillés doivent être éliminés. Leur mise en incubation aboutit à une diminution de la qualité des poussins, et aussi à un risque accru de contamination (33).

La salle de tri est munie d'un sas permettant la désinfection des œufs, qui ont déjà subi cette opération à l'élevage, juste après leur ramassage. Elle doit être effectuée rapidement afin d'éliminer les impuretés et les germes qui sont sur la coquille de l'œuf (34,35).

Il existe plusieurs techniques pour effectuer la désinfection mais les plus utilisées sont : la pulvérisation et la fumigation (Fumigation au formol reste la méthode de référence) (36).

Les œufs désinfectés passent ensuite à la salle de stockage, dans l'attente de leur incubation (27).

3.3.1.3. Salle de stockage



Photo 1 : Salle de stockage



Photo 2 : Le stockage des OAC

Cette salle (Photos 1,2) doit être équipée d'un système de climatisation, ventilateurs, humidificateurs, thermomètres maxima-minima à suspendre dans le vide et un hygromètre (37).

Pendant le stockage, l'humidité relative devrait être entre 75 et 80 % pour éviter le dessèchement des œufs. Normalement, un œuf à couver perd un peu plus de 0,1 % de son poids chaque jour pendant la période de stockage, selon la température qui est le paramètre critique; elle est généralement constamment maintenue à 17-18°C, bien qu'il soit préférable de l'adapter en fonction de la durée de stockage prévue.

Le stockage des œufs pour une longue durée impacte le taux d'éclosion et la qualité du poussin, surtout quand les œufs proviennent de troupeaux différents ou de troupeaux de reproductrices plus vieilles (33,38).

3.3.1.4. Salle de préchauffage

Les œufs doivent être préchauffés avant d'être placés dans les incubateurs, afin d'améliorer le démarrage de l'incubation tout en diminuant le choc thermique et en limitant le risque de condensation et la fourchette de l'éclosion par la suite (38).

3.3.1.5. Salle d'incubation

L'incubation correspond à la période de développement embryonnaire du poussin dans les incubateurs (Figure02), dans le but de reproduire les conditions de développement foetal et permettant la transformation des œufs à couver, elle se déroule en 18 jours. La température, l'hygrométrie, la qualité de l'air, la position des œufs et le retournement y sont étroitement contrôlées afin d'optimiser le potentiel génétique ainsi que le développement embryonnaire.

La défaillance de l'un ou de plusieurs de ces facteurs associés aura un impact négatif à l'éclosion (39).

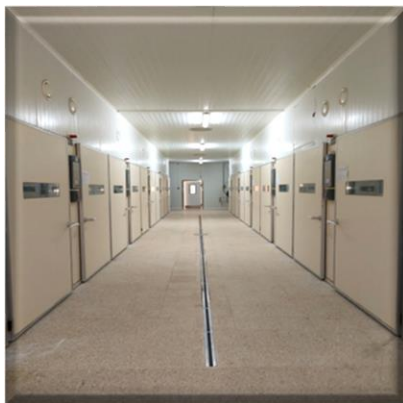


Photo 3 : Salle d'incubation



Figure 2 : Incubateur (40)

3.3.1.5.1. Les modes de chargement des incubateurs dans un couvoir

Il existe deux modes de chargement d'incubateurs :

- **Incubation en chargement unique :**

Tous les œufs contiennent des embryons du même âge sont placés simultanément dans un incubateur donné. Ces machines doivent être vidées, nettoyées et désinfectées après chaque cycle de 18 à 19 jours. Elles peuvent même être éteintes pendant environ 2 jours, favorisant ainsi certaines économies d'énergie (41).

- **Incubation en chargement multiple**

Les machines peuvent généralement contenir jusqu'à 3 ou 6 âges d'embryons différents en même temps donc une partie des œufs est mise en place et une autre est transférée en éclosiers (41).

3.3.1.5.2. Les différents paramètres de l'incubation

3.5.1.5.2.1. Le positionnement

Les œufs sont placés dans les incubateurs, la chambre à air en haut et la pointe vers le bas (Figure03) (42).



Figure 3 : Position de l'œuf (43)

3.3.1.5.2.2. Température

- **La température de la pièce**

Il est indispensable de placer les chariots des OAC dans une pièce à température ambiante, entre 18 et 20°C. Ce qui va permettre à l'incubateur de réguler les autres paramètres de l'incubation et éviter les variations de température ou d'humidité (44).

- **La température des incubateurs**

La température a pour but de déclencher et d'entretenir la multiplication des cellules de l'embryon. Pendant les 10-12 premiers jours, elle a un effet particulièrement important sur la croissance et le développement embryonnaire. Après cette période, l'embryon s'adapte provisoirement au microclimat. Dès le seizième jour, l'embryon réagit à des températures trop élevées ou trop basses en augmentant ou en diminuant son rythme cardiaque (38).

Pour avoir un bon résultat d'incubation la température idéale doit être de 37,7 à 37,8°C (Tableau 02) . Tout excès ou insuffisance en début de l'incubation engendre des lésions fatales (de congestion et d'hémorragies) pour l'embryon (46).

La perte de chaleur des œufs est déterminée par la température et la vitesse de l'air sur les œufs ainsi que par l'évaporation de l'eau. L'évaporation provient de la perte d'humidité naturelle par les œufs et sa régulation dépend du système de contrôle de l'humidité relative dans l'incubateur (33).

Tableau 2 : L'influence de la température d'incubation sur la date d'éclosion (46)

Température °C	Température °F	Date d'éclosion
38,8	102	19j et 1/2
37,7	100	20j et 1/2
37,2	99	21j
36,5	97,5	22j
35,5	91	23j

3.3.1.5.2.3. Humidité

Pendant l'incubation, l'eau produite dans l'œuf est évaporée par les pores de la coquille. En raison de cette perte d'humidité, la chambre à air se forme et sera ouverte par l'embryon juste avant l'éclosion. Au cours de cette étape interne, l'air est absorbé dans les poumons de l'embryon puis est utilisé pour fournir assez d'énergie pour sortir de la coquille d'œuf à l'éclosion. Il est important qu'il y ait assez d'humidité perdue pour créer une chambre à air suffisante. L'idéale est que la perte d'humidité égale à environ 12 à 14% du poids Initial de l'œuf et de la garder entre 40 et 70% (45,46).

La perte d'humidité dépend de la conductance de la coquille et de la pression de vapeur d'eau à l'intérieur et à l'extérieur de l'œuf. La conductance de l'œuf est déterminée au cours du processus de formation de la coquille et dépend de la souche génétique, de l'alimentation, de l'âge (on peut avoir une excellente éclosabilité quand l'âge du troupeau est entre 28-44 semaines avec un taux d'humidité de 81% et entre 48-60 semaines avec 85% (46) , et de l'état de santé de la reproductrice(33) .

3.3.1.5.2.4. Ventilation

L'incubateur doit être ventilé pour permettre une élimination adéquate du dioxyde de carbone et un apport suffisant d'oxygène. Selon les normes, elle est de 21 % d'oxygène et 0.3% de gaz carbonique (47).

La ventilation est utilisée aussi pour éliminer la chaleur métabolique et l'humidité produite par l'embryons (33).

3.3.1.5.2.5. Retournement des œufs

Pour éviter l'adhérence du vitellus (jaune d'œuf) à la paroi de l'œuf et l'arrêt du développement embryonnaire, il faut retourner les œufs toutes les 12h, soit minimum 2 fois par jour (Photo04) (44).



Photo 4 : Retournement des œufs

Les œufs doivent être retournés d'un angle de 45 à 70° (par rapport à la verticale) (38).

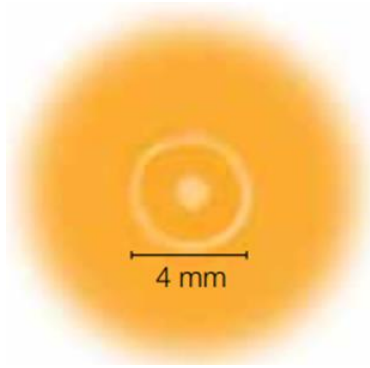
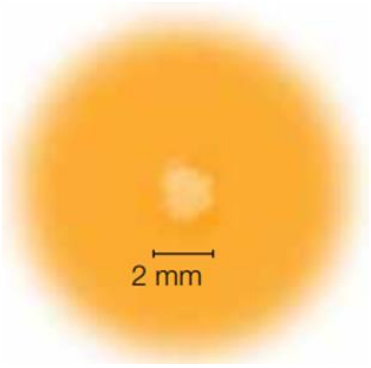
Des meilleurs résultats sont obtenus lorsque les œufs étaient retournés de 45° (48).

3.3.1.6. La salle de mirage

Généralement les œufs sont mirés au 18eme jour d'incubation, de façon manuelle ou automatique à l'aide d'une source lumineuse dans une salle obscure, propre, désinfectée et sans courant d'air, maintenue à une température ambiante (d'au moins 25°C), dotée de tables équipée de néon et de plexiglas (le matériel dépend de la méthode du mirage), de façon à contrôler par transparence que l'embryon se développe normalement. Il peut se faire au 2eme jours d'incubation (ou le 3ème dans le cas où le développement est légèrement retardé) pour déterminer le taux de fécondation (Cela se fait principalement avec de jeunes troupeaux qui viennent d'entrer en production). Le mirage précoce n'est pas courant malgré qu'il donne l'avantage de pouvoir réagir en temps utile aux œufs infertiles ou à ceux dont la mortalité est précoce. Donc le moment du mirage dépend principalement de l'objectif qu'on veut atteindre (38,49).

3.3.1.6.1. La différence entre l'œuf fertile et infertile

Tableau 3 : La différence entre l'œuf fertile et l'infertile (38)

Œuf fertile	Œuf infertile
	
<p>Le disque germinal (blastoderme) a toujours une forme arrondie en beignet c'est un anneau blanc symétrique avec un noyau central clair, (parfois blanc).</p>	<p>Le disque germinal (blastodisque) n'est presque jamais parfaitement rond, a un bord dentelé sous forme d'un petit point blanc compact parfois légèrement granuleux.</p>

Les œufs infertiles ne conviennent pas à la consommation humaine, mais ils peuvent être utilisés dans l'industrie de transformation, par exemple, pour le shampoing ou les aliments pour animaux de compagnie. Les œufs restants sont détruits (38).

3.3.1.6.2. Le rôle du mirage

Le mirage permet de :

- Observer les œufs : stériles ou clairs (des œufs non fécondés et des œufs contenant des embryons morts) et micro-fêlés et les écarter car ils constituent une source de pollution bactériologique et donc de contamination potentielle.
- Prévenir le taux d'éclosion.
- Informer les élevages sur la fertilité des reproducteurs (49).

3.3.1.6.3. Les différentes techniques de mirage

Il existe plusieurs techniques, nous citons :

Le mirage par lampe LED, le mirage par sondage et le mirage table (Figure 04,05 et 06) (49).



Figure 4 : Mirage par LED (49)



Figure 5 : Mirage par sondage(49)



Figure 6 : Mirage table(49)

3.3.2. Les différents compartiments de la zone « sale »

3.3.2.1 Salle de transfert

C'est une salle intermédiaire entre la salle d'incubation et d'éclosion. La température de cette salle est de 25°C avec une humidité relative de 50-55% (50).

Le transfert se fait au 18eme jour et il doit être géré rapidement et en douceur, pour éviter le refroidissement des œufs, car il retarde l'éclosion. Il peut se faire manuellement ou automatiquement (Figure07) (51) .

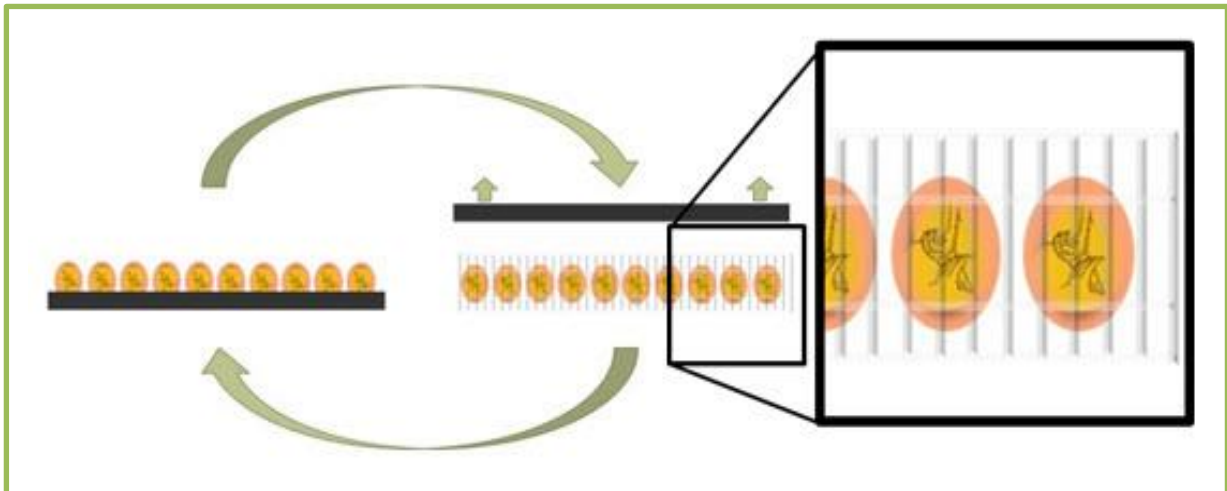


Figure 7 : Transfert des œufs (51)

3.3.2.2. Salle d'éclosion

L'éclosion des poussins se fait en éclosoir (machines spécialisés) pendant trois jours à partir du 19eme jour (durée maximale à l'exception des cas où le stockage est prolongé avec une basse température) à température et hygrométrie contrôlées; c'est la dernière étape essentielle pour la qualité des poussins c'est pourquoi la surveillance de ces paramètres est mise en place pour assurer un bon déroulement du procès (50,52).

3.3.2.2.1. Les différents paramètres de l'éclosion

3.3.2.2.1.1. Température

La température dans l'éclosoir est légèrement inférieure à celle de l'incubateur, elle doit être diminuée à (37,5 °C) (53).

Au jour 19, une température de machine de 36,7-36,9°C (98,0-98,5°F) est souvent suffisante. Une fois que tous les poussins sont éclos et secs, elle est légèrement diminuée à: 36,1-36,7°C (97,0-98,0°F) et cela dépend du type et de la conception de l'éclosoir et, surtout, le type d'œufs (38).

NB : L'activité du poussin au moment de l'éclosion libère beaucoup de chaleur. Un refroidissement important est appliqué pour éviter l'augmentation de la température de l'embryon dans l'éclosoir (38).

Les poussins de chair éclosent à une température inférieure à celle des poussins de poule pondeuse, car un embryon de chair produit plus de chaleur. La température optimale de l'embryon et du poussin est la même pour les deux types de poussins. En fonction de la température dans l'incubateur, les premiers poussins commencent à éclore au jour 19 (38).

3.3.2.2.1.2. Humidité

Pour l'humidité on préconise 55 à 60% au début d'éclosion, 58% à 50% au moment du bêcheage et 60% 12 heures avant la sortie des poussin (6).

La demande d'air frais augmente et l'humidité est très importante pour que les membranes de la coquille restent douces et souples, afin que le poussin puisse se libérer pendant l'éclosion. Il est préférable de laisser sécher les poussins dans l'éclosoir car cela évite le stress causé par un refroidissement trop rapide (38).

Après le bêcheage externe, chaque poussin évapore une quantité d'eau équivalente à 3 % du poids d'origine de l'œuf. Et une fois que le poussin éclot et se dessèche, il s'évapore encore de

3 %. L'humidité peut alors augmenter, mais c'est une évolution naturelle. Lorsque le taux d'humidité redescend veut dire qu'il n'y a plus de poussins qui éclosent et ils peuvent être tirés entre 10 et 12 heures après le pic d'humidité (38).

3.3.2.2.1.3. Ventilation

La pression d'oxygène dans la chambre à air n'atteint que 14,2% avant l'éclosion, alors que celle du CO₂ atteint environ 5,6%. Ces pressions sont responsables du déclenchement du

bêchage. Des concentrations plus élevées de CO₂ dans l'environnement peuvent forcer l'éclosion de certains poussins alors qu'ils ne sont même pas encore prêts (Tableau04) (54).

Tableau 4 : Taux de CO₂ dans l'éclosoir au cours d'éclosion (32).

Jour	Taux de CO ₂ dans l'éclosoir
19	0.2-0.4%
20	0.4-0.6%
21	0.2-0.4%

3.3.2.2.2. La fenêtre d'éclosion

La fenêtre d'éclosion est la période nécessaire à l'éclosion de la majorité des œufs (période entre l'éclosion du premier et du dernier poussin).

Différents facteurs influencent la durée de cette période. Plus le lot et les conditions d'incubation sont uniformes, plus la fenêtre d'éclosion est courte. La fenêtre d'éclosion optimale pour les poussins de poulets de chair est de 24 à 32 heures. Les poussins qui éclosent tôt peuvent se dessécher, perdent du poids et leur qualité sera dégradée.

NB : Il faut s'assurer que le climat dans l'éclosoir est optimal pour les poussins éclos, afin qu'ils puissent rester dans l'éclosoir pendant un certain temps sans aucun problème (38).





3.3.2.2.3. Les étapes de l'éclosion

- **La mise en position du poussin dans l'œuf :**

La plupart des positions anormales sont causées par des problèmes de température et par la lutte du poussin pour s'échapper de la coquille de l'œuf. C'est plus le résultat d'une incapacité à éclore qu'une cause.

Si un œuf est incubé à l'envers, l'embryon est déjà dans une position incorrecte à l'intérieur de l'œuf (Tableau05) (38).

Tableau 5 : Postions normales et anormales du poussin avant l'éclosion (38)

Bonne position	Malposition
<ul style="list-style-type: none"> • Le bec est positionné près de la chambre à air. • <i>Le cou et la tête sont rentrés sous l'aile droite.</i> • <i>Les pattes sont relevées des deux côtés du jaune.</i> 	<ul style="list-style-type: none"> • Le bec est rentré sous l'aile gauche.  • La tête tournée Vers la pointe de l'œuf.  • Embryon Détourné de la chambre à air. 

- **Bêchage interne**

Une fois que l'embryon est bien développé et qu'il adopte la position idéale pour sortir de l'œuf, il commence à produire de la chaleur par lui-même. Son corps grandit également, au point qu'il produit de plus en plus de dioxyde de carbone dans la coquille.

Au jour 19, le poussin commence à percer la membrane interne de l'œuf avec son bec (bêchage interne). Une fois que la chambre à air est accessible, il trouvera de l'oxygène qui lui permettra de respirer et de continuer son éclosion. Le dernier jour, la consommation totale d'oxygène augmente de 50%. En raison de la consommation d'oxygène de la chambre à air et de la libération de CO₂, le poussin devient essoufflé et cela le motive à percer un trou dans la coquille (38).

- **Bêchage externe**

Après le bêchage interne, le poussin mettra environ 3 à 6 heures à se remettre. Après cela il poursuit à creuser la coquille de l'œuf ce qui va lui permettre d'avoir de nouveau de l'oxygène pour continuer à respirer. Lors de la transition vers la

respiration pulmonaire (l'absorption d'oxygène par les poumons), le jaune est entièrement rétracté dans la cavité abdominale.

Le poussin se repose une demi-journée après le bêchage externe puis il commence à tapoter la coquille (la couche protectrice) pour agrandir le trou une heure avant l'éclosion. L'HR ne doit pas être trop basse à ce stade, sinon le retournement sera difficile et le poussin risque de coller aux membranes de la coquille (38).

- **La récupération**

En sortant de l'œuf, le poussin sera mouillé, donc il est important qu'il se dessèche en se reposant à nouveau (3 à 6 heures, selon les conditions) (55).

3.3.2.2. Œufs non éclos/morts en coquille

En général, une perte de 2 à 3 % se produit au cours de la dernière phase de l'éclosion. Ces œufs sont appelés œufs non éclos. La plupart des mirages (à l'exception des méthodes de détection des battements cardiaques) n'identifient pas les embryons morts après le 12^e jour et les laissent dans le plateau.

La mortalité tardive peut être causée par des facteurs tels qu'une perte d'humidité insuffisante, des modifications du système respiratoire, des changements de position...etc. Mais les dommages de transfert et les défauts génétiques jouent également un rôle. Il est important d'identifier les causes des mortalités tardives pour permettre d'évaluer le processus d'incubation et de prendre des mesures correctives ou préventives avec le lot suivant (33,38).

3.3.2.3. Salle de Tri et d'expédition des poussins

Les poussins sont triés (Photo 6) de façon à éliminer les poussins non viables ou non-conformes, et à homogénéiser les lots de poussins d'un jour (Photo 5). Ils sont comptés, identifiés, et subissent en fonction de la demande du client, une vaccination (Photo 7) ou un sexage avant, d'être stockés et acheminés en élevage (52).



Photo 5 : Poussins après éclosion **Photo 6 :** Tri des poussins **Photo 7 :** Vaccination des poussins d'un jour

3.3.2.3.1. La qualité de poussin d'un jour

La qualité des poussins prend la plus grande importance. Un couvoir doit produire des poussins de qualité afin de répondre aux exigences du client.

Cette dernière peut être estimée visuellement dans le couvoir au moment du tri avant l'expédition du poussin en basant sur :

- Le plumage qui doit être sec.
- La cicatrisation de l'ombilic.
- Le poids du poussin qui doit être compris entre 35 et 45 g.
- La longueur des poussins.
- Le poids du vitellus (Le jaune résiduel ne doit pas dépasser 10 % du poids corporel du poussin au moment de l'éclosion) et le développement intestinal (56).

3.3.2.3.2. Les méthodes d'évaluation de la qualité de poussin

- **Température du poussin**

La température corporelle des poussins doit être de 40,0 à 40,5°C après l'éclosion. Les poussins qui souffrent de surchauffe sont plus sensibles aux lésions intestinales, ce qui réduit leur capacité à absorber les nutriments de leur alimentation (38).

- **Déshydratation**

Si un poussin ne reçoit ni nourriture ni eau et que sa température corporelle est correcte, il ne perdra pas plus de 1 à 2 grammes par jour. Les poussins qui éclosent trop tôt ont un risque élevé de déshydratation (Figure 08). Le tarissement après l'éclosion est un processus souhaitable, mais leur déshydratation le premier jour peut entraîner une augmentation de la mortalité des poussins aux jours 7 et 14, ainsi qu'une mauvaise performance des poulets de chair (38).

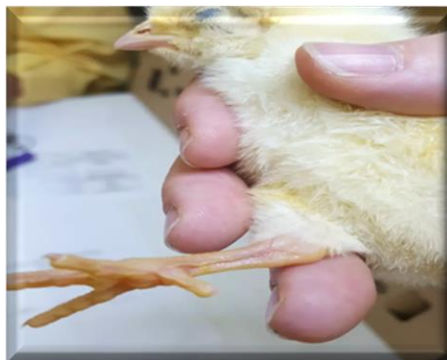


Figure 8 : Poussin déshydraté Itavi (57)

- **La mesure de la longueur du poussin**

C'est une technique très importante. Chez les poussins issus de jeunes troupeaux, la longueur variera le plus souvent entre 18.5 et 19.5 cm. Entre 19.0 et 20.0 cm pour les poussins issus de troupeaux d'âge moyen et entre 19.5 et 20.5 cm chez ceux issus de vieux troupeaux (32).

- **Le PASGAR SCORE**

La plus connue et la plus complète des méthodes pour évaluer la qualité des poussins est la méthode de Tona score ou le Pasgar © Score, du nom de son auteur. Elle repose sur la notation d'une dizaine d'indicateurs visuels qui apportent des informations complémentaires sur l'intégrité physique, l'état physiologique, sanitaire et comportemental des poussins (32).

On évalue les paramètres suivants (Tableau 06) :

Tableau 6 : Paramètres évalués par le PASGAR SCORE (32)

Paramètres	Score
Vitalité du poussin	<ul style="list-style-type: none"> • Couché sur le dos, il se redresse immédiatement (score=0). • Il met plus de 3 secondes à se redresser (score=1)
Ombilic	<ul style="list-style-type: none"> • L'ombilic du poussin est normal lorsqu'il est complètement fermé et tout le vitellus est absorbé (score=0). • Si l'ombilic est ouvert et/ou qu'on observe des croûtes noires (score=1).
Articulation	<ul style="list-style-type: none"> • Les articulations ne sont pas enflées et ont une couleur normale (score=0). • Les articulations sont gonflées et/ou rouges (score=1).
Bec	<ul style="list-style-type: none"> • Le bec est propre et les narines sont fermées (score=0) • Le bec est souillé et/ou présente un point rouge (score=1)
Abdomen	<ul style="list-style-type: none"> • Le volume de l'abdomen dépend de celui du vitellus et essentiellement lié à la température et humidité d'incubation. • Abdomen souple (score=0) • Abdomen dur, peau tendue (score=1)

NB : Score 0 : résultat positif/ Score 1 : résultat négatif.

3.4. Interventions dans le couvoir

3.4.1. La vaccination

Il s'agit d'une condition importante pour le bien-être animal, la sécurité alimentaire et la santé publique. La vaccination contribue également à réduire l'utilisation d'antibiotiques et les coûts associés ainsi que l'augmentation de l'efficacité de la production.

Il existe de nombreuses techniques de vaccination (in ovo, injection au niveau du cou ou de la cuisse, aérosol) elle peut être automatique, semi-automatique ou manuelle (39).

3.4.1.1. La vaccination du poussin d'un jour

Condition

- La température ambiante dans la salle de vaccination des poussins doit être de 23-24°C (dépend aussi de la durée de leur séjour).
- Il faut éviter tout flux d'air direct sur les poussins.
- Une HR de 65 à 70 % protège les poussins de la déshydratation .

La vaccination protège la santé des volailles.

La vaccination de la bronchite infectieuse (IB) et la maladie de Newcastle (NCD) pour le poulet de chair est administrée, en standard, dans un spray (un vaccin en spray), selon la demande du client.

3.4.1.2. La vaccination in ovo

Une fois que les œufs à couver contenant un embryon vivant sont déterminés, ils peuvent être vaccinés. La vaccination donne au poussin un bon départ car le système immunitaire commence déjà à se développer dans l'œuf.

L'objectif est d'injecter correctement 98 % des vaccins (dans l'embryon ou l'amnios)

Une aiguille épaisse perce d'abord la coquille de l'œuf, puis une aiguille fine qui contient le vaccin pénètre dans les membranes. Pour assurer une bonne efficacité il faut faire attention sur le site d'injection (Figure09) :

- Dans la cellule d'air, pas de réponse
- Dans l'allantoïde, une légère réponse
- Dans l'embryon et/ou l'amnios, réponse de 93 à 95 % (38)

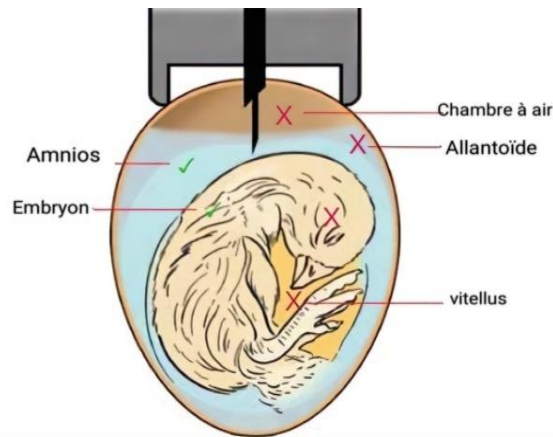


Figure 9 : les sites d'injection de la vaccination in ovo (38)

3.4.2. Le sexage

La détermination du sexe est principalement réalisée avec des poussins destinés au secteur de la production d'œufs, mais les poussins de chair sont également séparés dans certains pays. De nos jours, différentes méthodes sont appliquées pour déterminer le sexe alors que le poussin est encore dans l'œuf.

La façon dont vous identifiez le sexe dépend de la race des poussins ; on cite : le sexage des plumes (simple et rapide), le sexage de cloaque, le sexage de couleur et le sexage in-ovo (Il est encore en développement mais il sera bientôt obligatoire dans certains pays) (58).

3.5. L'hygiène au couvoir

L'hygiène d'un couvoir est l'un des aspects les plus critiques pour produire une volaille de qualité et pour prévenir toute sorte de contamination. Pour les minimiser des normes d'hygiène doivent être respecté :

- Marche en avant et non entrecroisement des circuits.
- Principe de séparation du secteur propre et du secteur souillé.
- Principe de l'ordre, du nettoyage et de la désinfection appropriés.
- Principe du travail effectué par du personnel compétent.

Ces principes d'hygiène sont appliqués sur : l'œuf, le personnel, la conception du couvoir, l'utilisation du matériel, l'eau et l'air (36).

3.5.1. Le nettoyage et désinfection du matériel et des locaux

3.5.1.2. Salles

- La surface des sols, des murs et des plafonds doit être lisse, étanche, faciles à nettoyer et à entretenir (les fissures et les trous constituent un environnement idéal pour les bactéries).
- Les couleurs claires sont le meilleur arrière-plan pour montrer la saleté.
- Il est recommandé d'utiliser des sols complètement sans joints et sans pores.
- Le sol doit donc être résistant aux détergents les plus utilisés.
- L'entrée de chaque salle sera, si possible, munie d'un pédiluve contenant solution désinfectante (38).
- Les salles de transfert, de tri et d'expédition, les salles de lavage du matériel sont lavées et désinfectées après chaque période de travail. Ceci est également souhaitable pour la salle de tri des œufs ou à défaut au moins 1 fois par semaine.
- Les quais de déchargement des œufs et de chargement des poussins sont à nettoyer après chaque journée d'utilisation.
- La désinfection liquide peut être complétée par une désinfection gazeuse ou par aérosol, au moins 1 fois par semaine (29).

3.5.1.2. Le matériel

- Tous le matériel utilisé (chariots, casiers, etc....) sont lavés et désinfectés après chaque utilisation et enfin rangés.
- Les suceuses, utilisées au niveau de la réception des œufs et du transfert entrent directement en contact avec le produit. Elles sont à démonter, nettoyer et désinfecter après chaque période de travail.
- Les chariots et les casiers sont lavés à l'aide d'une pompe à haute pression, désinfectés avec un antiseptique (29).

Incubateurs et éclosiers

Les incubateurs sont nettoyés méticuleusement tous les 18 jours, après le transfert, tandis que les éclosiers et les chambres des poussins sont nettoyés en profondeur tous les 3-4 jours (29).

Hygiène du personnel

- Prendre une douche se changer de vêtements avant l'entrée au couvoir.
- Le personnel doit se laver les mains :
A l'entrée au couvoir et si possible après s'être déchaussé et avant de manipuler les tenues propres au couvoir
Au cours de certaines opérations critiques (ex. : sexage).
 - Des lavabos à commandes sont installés obligatoirement à côté des W.C. et d'autres peuvent être répartis dans le couvoir aux points jugés critiques, en particulier au passage "zone propre / zone sale".

Chaque lavabo est équipé de :

- Un distributeur de savon liquide bactéricide approvisionné.
- Un essuie-main à usage unique.
- Un bac pour récupérer les essuie-mains usages et éventuellement d'une brosse à ongles (plus particulièrement dans les vestiaires et la zone duvet).
- Restreindre le plus possible les passages "zone sale" / "zone propre" au cours d'une même période de travail.
- Changer de blouses, de coiffes, de chaussures pour passer d'une zone à l'autre (29).

Contrôle de l'hygiène

Contrôles visuels

Le contrôle visuel consiste à :

- S'assurer de la propreté visuelle du couvoir et du rangement du matériel.
- S'assurer de l'application des instructions définies.
- Vérifier la traçabilité des actions sanitaires prévues.

La vérification visuelle est à assurer une fois par semaine (29).

Contrôle bactériologique

Il existe plusieurs germes pathogènes (exemple : Salmonella, Colibacilles et Mycoplasmes) et opportunistes (exemple : Pseudomonas, Staphylocoque et Nitrobacter) à surveiller dans le couvoir (59).

La fréquence de contrôle bactériologique en fonction des zones est :

- Une fois tous les deux mois en salles de : réception, stockage et incubation des œufs.
- Une fois par mois en salles de : Transfert, éclosiers, tri, stockage et éclosion (29).

CHAPITRE III :
DEVELOPPEMENT
EMBRYONNAIRE

CHAPITRE III : DEVELOPPEMENT EMBRYONNAIRE

1. Anatomie de l'œuf à couver

L'œuf à couver (OAC) est un œuf fécondé produit par des reproducteurs sains (30). Il possède généralement une forme ellipsoïdale avec une extrémité plus pointue que l'autre.

La taille et la couleur de l'œuf peuvent varier en fonction de la race et de l'âge de la poule.

Quant à sa composition, elle est très caractéristique et peu variable (60).

L'œuf à couver est constitué de l'intérieur vers l'extérieur de (61) :

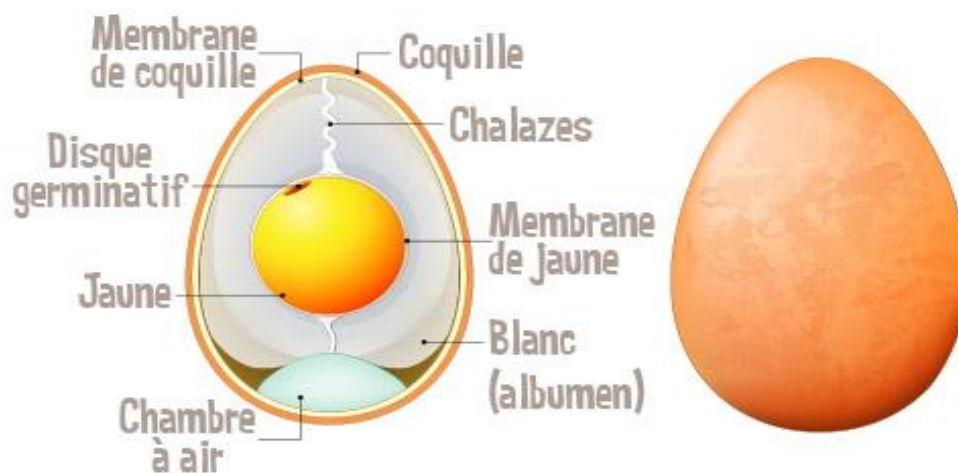


Figure 10 : Les composants de l'œuf à couver (62)

- **Le jaune ou vitellus** : riche en vitamines, minéraux et lipoprotéines, il est la principale réserve d'énergie nécessaire à la croissance embryonnaire.
- **Le disque germinatif** : c'est la porte d'entrée des spermatozoïdes qui iront féconder l'œuf.
- **La membrane vitelline** : entoure et maintient l'intégrité du jaune. Elle fait aussi office de barrière à d'éventuelles bactéries qui auraient pénétré l'œuf.
- **Le blanc ou albumen** : il est composé à 88% d'eau et contient aussi des protéines dont la principale est l'albumine, des sels minéraux et des anticorps maternels.
- **Les chalazes** : ces filaments blancs enroulés en spirale maintiennent le jaune au centre de l'œuf. Ils sont d'autant plus visibles que l'œuf est frais.
- **La chambre à air** : plus l'œuf vieillit, plus le volume de celle-ci va augmenter. C'est pour cela qu'un œuf frais coule dans l'eau tandis qu'un vieil œuf aura tendance à flotter.

- **Les membranes de coquille** : second rempart aux intrus, elles protègent l'œuf des bactéries. L'une est collée à la coquille, l'autre à l'albumen. Leur résistance diminue avec le temps.
- **La coquille** : elle constitue la toute première ligne de défense contre les agents pathogènes. L'œuf étant en effet un milieu stérile. Elle prend forme dans l'oviducte par dépôt de carbonate de calcium issu (si besoin) des os de la poule. Sa couleur dépendra de la race.

2. Etapes du développement embryonnaire

Les organes génitaux de la poule ne sont développés que du côté gauche. L'ovaire qui a l'aspect d'une grappe contient plusieurs ovules contenant chacun un jaune en phase d'accroissement rapide (63). Une fois arrivé à maturité, l'ovule est relâché dans l'oviducte, le long de ce canal, commence alors un voyage qui va conduire à la formation du blanc et de la coquille jusqu'à la libération d'un œuf tout chaud à travers le cloaque (61).

En présence du coq, l'accouplement se fait par contact cloacal, les spermatozoïde se trouveront alors dans le conduit reproducteur de la poule ce qui permettra de féconder l'ovule au niveau de l'infundibulum (61).

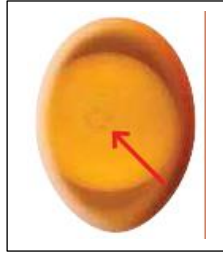
Le développement de l'œuf fécondé commence, par division cellulaire, dès qu'il traverse l'oviducte de la poule qui va le pondre. Pas encore sorti du corps de la poule, il est déjà vivant. Lors de la ponte, l'embryon se refroidit et le développement est suspendu. Si on casse l'œuf à ce moment-là, le disque germinal mesure déjà 4 mm.

Il reprend son évolution quand la température de l'œuf dépasse les 26,6 °C (64).

Dans le tableau suivant (Tableau07), s'explique les différentes étapes du développement de l'œuf pour arriver à un poussin le 21e jour :

Tableau 7 : Les différentes étapes du développement de l'œuf pour arriver à un poussin le 21e jour (38)

Avant la ponte	Fécondation Division et croissance des cellules. Certaines cellules se regroupent en tissus (pour assumer ultérieurement certaines fonctions)
Entre la ponte et la couvaison/incubation	Arrêt de la croissance cellulaire. Il y a déjà entre 50 000 et 80 000 cellules.

Jour 1

L'embryon est déjà constitué des 3 couches de cellules :

L'ectoderme : qui donnera la peau, les plumes, le bec, le système nerveux, les griffes, les yeux et la bouche

Le mésoderme : qui donnera le squelette, les muscles, le sang et les organes reproducteurs.

L'endoderme : qui donnera les organes respiratoires, les systèmes sécréteurs et digestifs

16 heures	Premiers signes de ressemblance avec un embryon de poulet
18 heures	Apparition du tube digestif
20 heures	Apparition de la colonne vertébrale
21 heures	Début de la formation du système nerveux
22 heures	Début de la formation de la tête
24 heures	Début de la formation de l'œil

Jour 2

25 heures	Début de la formation du cœur
35 heures	Début de la formation de l'oreille
42 heures	Le cœur commence à battre

Jour 3

60 heures	Début de la formation des voies respiratoires
62 heures	Début de la formation des pattes
64 heures	Début de la formation des ailes

Jour 4

Début de la formation de la langue. Le cœur quitte sa forme simple et devient un cœur complètement formé; il est toujours en train de battre mais reste encore à l'extérieur du corps. Des membranes amniotiques se forment et constituent un sac amniotique dans lequel l'embryon va flotter jusqu'à la fin de son développement. Le liquide amniotique et les retournements de l'œuf vont permettre à l'embryon de se positionner correctement pour l'éclosion.

Jour 5

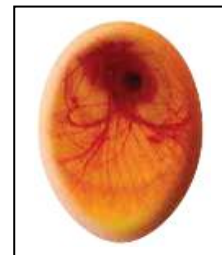
Début de la formation des organes permanents et différenciation sexuelle. La structure aortique commence à se former et à s'épaissir.

Jour 6

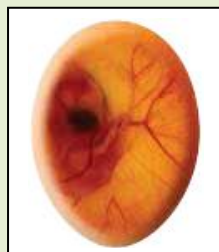
Début de la formation du bec. Les pattes et les ailes sont presque complètement développées.

Jour 7

La membrane commence à s'épaissir mais reste transparente

Jour 8

Début de la formation des plumes

Jour 9

La membrane n'est plus transparente. L'embryon commence à vraiment ressembler à un poussin.

Jour 10

Début du durcissement du bec. Les os commencent à se former.

Jour 12

Développement des écailles et des griffes.

Jour 13

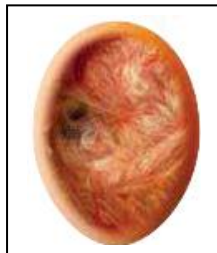
L'ovaire de droite de l'embryon femelle commence à dégénérer

Jour 14

L'embryon se met en bonne position pour pouvoir briser la coquille.

Jour 16

Les écailles, les griffes et le bec deviennent plus fermes. L'albumen est déjà quasi tout consommé. Il reste le jaune comme nourriture.

Jour 17

Le bec se tourne vers la poche d'air

Jour 19

Le vitellus (jaune) commence à entrer dans le corps de l'embryon

Jour 20

Le sac vitellin est complètement aspiré à l'intérieur du corps de l'embryon. Le poussin occupe presque tout l'espace intérieur de l'œuf, à l'exception de la chambre à air. Il lui devient difficile d'obtenir de l'oxygène au travers de la coquille. Du coup, les muscles du cou se contractent et le bec perce la poche d'air située du côté du gros bout de l'œuf: le poussin respire pour la 1^e fois. Les plus faibles, notamment ceux qui manquent de vitamine B n'y survivront pas.

Jour 21

Éclosion du poussin: les coups de bec alternent avec des mouvements des pattes. De cette manière, le poussin découpe le gros bout de l'oeuf, jusqu'à pouvoir en sortir.

3. Phases critiques du développement embryonnaire

Lorsqu'un échec d'éclosion survient, le problème peut être au niveau du couvoir, du bâtiment d'élevage ou lors de la manipulation des œufs.

Plusieurs causes sont impliquées, dont les plus fréquemment évoquées sont : la génétique, l'âge des reproducteurs, les conditions de stockage et d'incubation, l'environnement, l'alimentation et les pathologies (65).

Les tableaux ci-dessous (Tableaux08 et 09) résument les observations et les causes possibles qui influencent le taux d'éclosion :

Tableau 8 : Les causes d'infertilité des OAC selon Wilson H.R (32)

Observation	Causes possibles
Œufs claires (infertiles)	<ul style="list-style-type: none"> • Coqs immatures. • Trop ou pas assez de coqs. • Conditions climatiques extrêmes. • Troupeau trop âgé. • Problème sanitaire. • Excès ou carences nutritionnelles. • Programme lumineux (intensité ou durée) inadapté.

Tableau 9 : Analyse des causes de mortalité embryonnaire (32,66)

Observations	Causes	
	Couvoir	Élevage
Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jour)	<ul style="list-style-type: none"> Mauvaise stérilisation des œufs (Exposition prolongée au formol ou mauvaise concentration). Mauvaises Condition de stockage (Conserver les œufs pendant une longue période / température inadaptées). Température des incubateurs élevée ou insuffisante. Problèmes de ventilations. Retournement incorrect (fréquence ou angle inadéquat). 	<ul style="list-style-type: none"> Collecte incorrecte des œufs. Alimentation carencée (en vitamines et en nutriments). Contamination des œufs. Des œufs de mauvaise qualité (pondus sur sol ou cassés).
Mortalités embryonnaires entre le 8eme et le 14eme jour).	<ul style="list-style-type: none"> Température d'incubation, humidité, retournement ou ventilation inadéquates. (Température très basse / Pas de ventilation au cours des 4 derniers jours). 	<ul style="list-style-type: none"> Problèmes nutritionnels. Contamination des œufs.
Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jour)	<ul style="list-style-type: none"> Température, humidité, retournement ou ventilation inadéquates en incubation. Problèmes lors du transfert (œufs refroidis ou transférés trop tard). Œufs cassés avant pendant ou après l'incubation. mauvaise qualité de la coquille. Malposition de l'embryon Problèmes dans les éclosiers pendant le bêcheage. 	<ul style="list-style-type: none"> Problèmes sanitaires. Carences nutritionnelles (surtout : vitamines D, A, E, K, B12. Acide folique, acide pantothénique, riboflavine, sélénium, biotine, thiamine, calcium, phosphore, manganèse ou acide linoléique). Contamination des œufs.
Problèmes de bêcheage et moments d'éclosion (précoce)	<ul style="list-style-type: none"> Taille de l'œuf inappropriée (gros ou petits œufs). Problèmes de stockage. Retournement inadéquat (surtout les 12 premières jours). 	<ul style="list-style-type: none"> Problèmes sanitaires et contamination des œufs. Carence nutritionnelles. Vieux troupeau.

ou tardive (j20-j21)).	<ul style="list-style-type: none"> • Problèmes techniques (Température, humidité ou ventilation inadéquates) pendant l'incubation et l'éclosion. • Incubation des œufs à l'envers. • Œufs endommagés pendant le transfert. • Mauvaise fumigation lors de l'éclosion. 	
Contamination	<ul style="list-style-type: none"> • Œufs non ou mal stérilisés. • Condensation d'eau à la surface de l'œuf pendant le stockage ou le transfert. • Coquille de l'œuf très fine ou perforée. • Contamination importante dans le couvoir. 	<ul style="list-style-type: none"> • La ponte en sol (Haut pourcentage) • Manque de stérilisation et d'hygiène.
Malposition	<ul style="list-style-type: none"> • Mauvaise orientation de l'œuf (la pointe vers le haut). • Température et humidité élevée en incubation. 	<ul style="list-style-type: none"> • Problèmes d'alimentation. • Carence en vitamines (A et B12) et en acide linoléique. • Vieux troupeau
Malformation	<ul style="list-style-type: none"> • Température élevée pendant les premiers jours d'incubation (Cerveau ouvert, non cicatrisation de l'ombilic). • Mauvaise manipulation des œufs lors de la collecte, du transport ou du stockage. • Problèmes sanitaires 	<ul style="list-style-type: none"> • Problèmes sanitaires. • Mauvaise alimentation.

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE IV : MATERIEL ET METHODES

CHAPITRE IV MATERIEL ET METHODES

1. Problématique

L'indicateur de succès pour l'incubation et l'éclosion est le nombre de bons poussins produits à partir des œufs couvés (Hatching). Il est exprimé par le pourcentage d'éclosion. Ce dernier diffère selon la souches élevée et l'âge de la poulette et du coq, néanmoins les résultats du terrain présentent dans certains cas des écarts négatifs comparativement aux normes données par le guide correspondant qui se traduisent par des pertes économiques, productives et logistiques importantes sur l'industrie avicole. Alors, quels sont les facteurs induisant les chutes d'éclosion des OAC ? et comment intervenir pour optimiser l'éclosabilité ?

2. Objectif

Notre travail a pour but de déterminer les causes principales de non éclosabilité des OAC dans un couvoir privé ``Y`` afin d'améliorer le taux d'éclosion et ceci par la technique de cassure des OAC ``Break out eggs and analyse hatch debris`` à la fin des 21 jrs d'incubation.

3. Matériel et méthodes

3.1. Zone d'étude

Notre étude s'est déroulée au niveau d'un couvoir privé de production du poussin chair ``Y``, situé à Taourga (Wilaya de Boumerdès).

La commune de Taourga est située à l'extrême de la Wilaya de Boumerdès, dans la région de la Grande Kabylie. La ville est située à 95 km à l'est d'Alger et à 15 km au nord-ouest de la ville de Tizi-Ouzou. C'est une région à vocation agricole (67).

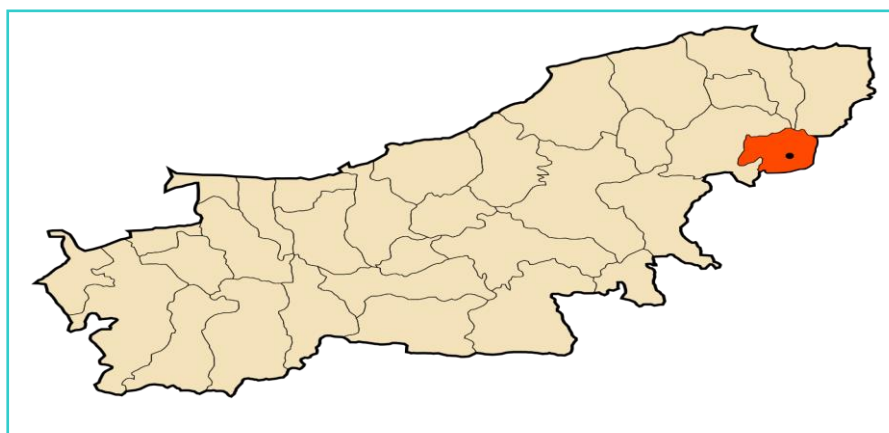


Figure 11 : Localisation de la commune de Taourga dans la wilaya de Boumerdes (68)

3.2. Lieu d'expérimentation

L'expérimentation a été réalisée au niveau d'un couvoir privé Y, situé à Taourga dans la wilaya de Boumerdès. Ayant une capacité instantanée de 691200 œufs à couvrir, avec 12 incubateurs, assimilant 57600 œufs chacun, et 6 éclosiers chaque éclosier peut contenir jusqu'à 19200 œufs.

Notre étude a duré 10 semaines du 06-04 au 09-06-2023 dans ce couvoir qui est composé de plusieurs salles disposées l'une à côté de l'autre et qui se présentent comme suit :

- Salle de réception des œufs
- Salle de désinfection
- Salle de tri
- Salle d'incubation
- Salle de transfert
- Salle d'éclosion
- Salle de tri et d'expédition.

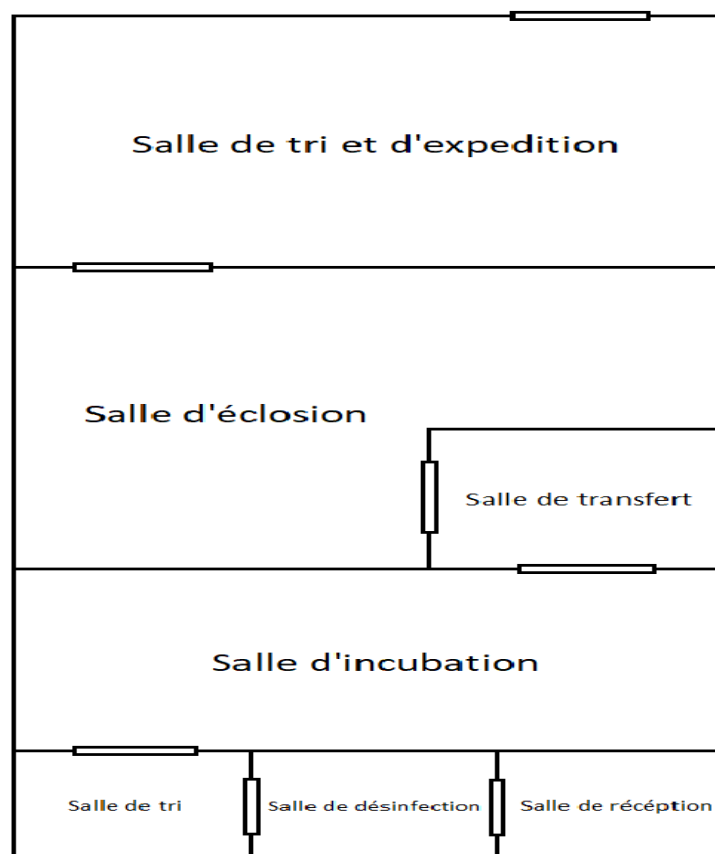


Figure 12 : plan du couvoir (39)



Photo 8 : Salle de tri, vaccination sexage et expédition

Le travail a été réalisé majoritairement au niveau de la salle de tri et d'expédition où nous avons appliqué la méthode de cassure sur des œufs non éclos restant sur 3 plateaux en disposant du matériel suivant :

3.3. Matériel

- **Œufs**



Photo 9 : œufs non éclos

- 4500 œufs ont fait l'objet de notre étude pendant 10 semaines
- Œufs non éclos issus de poules reproductrices de souche Cobb 500 avec un total de 1121 œufs manipulés.
- Appartenant au bâtiment A de l'élevage privé X
- Age parental de 54 semaines à 63 semaines
- Nombre d'œufs étudiés : œufs non éclos sur 3 plateaux à chaque éclosion.

- Les durées de stockage et les dates d'incubations et d'éclosions des œufs étudiés sont présentés dans le tableau ci-dessous :

Tableau 10 : Durées de stockage ; dates d'incubation ; dates d'éclosion des OAC suivi et œufs manipulés .

Age de reproducteurs (en semaines)	Durées de stockage (En jours)	Dates d'incubation	Dates d'éclosion	Œufs manipulés
54	7	17/03/23	06/04/23	99
55	5	24/03/23	13/04/23	98
56	7	31/03/23	20/04/23	135
57	5	07/04/23	27/04/23	113
58	8	14/04/23	04/05/23	118
59	4	21/04/23	11/05/23	100
60	5	28/04/23	18/05/23	92
61	10	05/05/23	25/05/23	145
62	8	12/05/23	02/06/23	126
63	5	19/05/23	09/06/23	95

- **Table métallique**

Servant de plan de travail.

- **Bâton métallique**

Object pour casser les œufs.



Photo 10 : Cassure des œufs à l'aide d'un bâton métallique

- **Caisses d'écloir**

Contenant des œufs non éclos.



Photo 11 : Poussins éclos et œufs non éclos dans une caisse en plastique.

- **Alvéoles en carton**

Pour collecter les œufs.



Photo 12 : Collection d'œufs non éclos dans des alvéoles en carton

- **Caisses en carton**

Pour verser le contenu des œufs dedans.



Photo 13 : Versement du contenu d'un œuf clair dans une caisse en carton

- **Fiche d'enregistrement**

(Voir annexe 1).

3.4. Méthode

Pour identifier efficacement la cause des pertes d'un couvoir, la technique de cassures des œufs non éclos s'impose.

3.4.1. Définition de la méthode de cassure

C'est une technique qui consiste à ouvrir les œufs non éclos à la fin des 21 jrs d'incubation afin de déterminer les causes probables d'une chute d'éclosion et ceci par l'analyse visuelle des différents stades des mortalités embryonnaires (70).

3.4.2. Protocole de réalisation de la méthode

- Préparation d'échantillons : trois plateaux par éclosion chaque semaine pour les analyser macroscopiquement.
- Enregistrement des informations recueillies pour chaque éclosion sur une fiche d'enregistrement comportant :

- Des Informations sur l'élevage : effectif, âge, état de santé et la productivité.

- Le taux d'éclosion qui représente le rapport entre le nombre de poussins éclos sains et le nombre total d'œufs incubés, exprimé en pourcentage :

$$TE = \frac{\text{Nombre des poussins eclos sains}}{\text{Nombre des OAC incubés}} \times 100$$

- Les paramètres techniques du couvoir suivi.

Remarque : Aucun œuf ne doit être exclu de ces plateaux (pour déterminer le taux de fécondation, par exemple) ou lors du mirage à 18 jrs.

- Retirer les œufs contenant des poussins morts ou vivants qui n'ont pas éclos dans chaque plateau séparément et noter les résultats.

- Compter et séparer :

- Les poussins en bonne santé et ceux qui présentent des anomalies.

- les œufs restants, pour chaque caisse séparément et noter les résultats.

Remarque : Le nombre de poussins et d'œufs non éclos qui ont été enregistrés doit être égal au nombre d'œufs déposés dans chaque caisse.

- Enregistrer les poussins, vivants ou morts, séparément pour chaque caisse.



Photo 14 : Poussin vivant

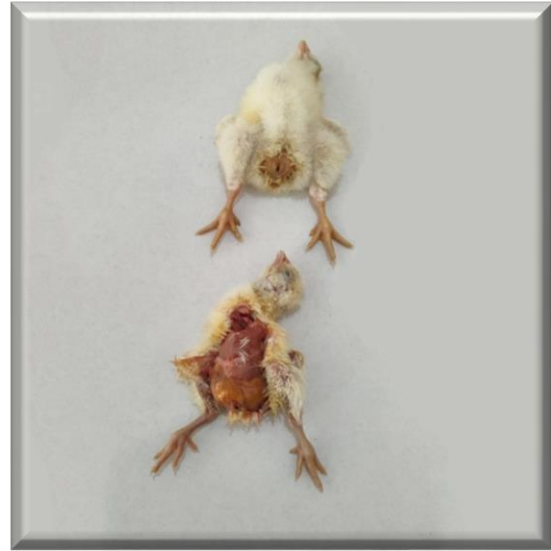


Photo 15 : Poussins morts par malabsorption du sac vitellin

- Casser les œufs qui contiennent des poussins non éclos.
- Ouvrir l'œuf du côté de la chambre à air et retirer la membrane de cette dernière sans affecter les composants de l'œuf.



Photo 16 : Œuf ouvert du cote de la chambre à air lors de l'opération de cassure

- Identifier le stade de la mort de l'embryon et trier les œufs en 3 groupes :
 - le premier est la mort précoce (0-7 jrs).
 - le second est la mort moyenne (8-15 jrs).
 - le troisième est la mort tardive (15-21 jrs).



Photo 17 : Mortalité embryonnaires à différents stades de développement

- Examiner les embryons morts (très tard 20-21 jours) à la recherche d'anomalies (malformations) embryonnaires.



Photo 18 : Embryon mort tardivement

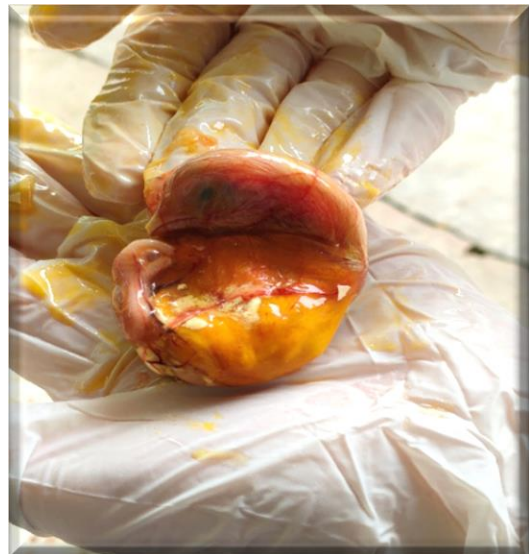


Photo 19 : Embryon mort par Malposition

- Vérifier la présence des anomalies chez les embryons morts (mortalité moyenne ou tardive).
- Noter également tous les œufs infertiles, cassés, mal coquillés ou contaminés.



Photo 20 : Œuf contaminé



Photo 21 : Œufs infertiles



Photo 22 : les œufs non éclos triés après cassure

- Paramètres calculés (voir annexe 05)
- Critères de classification :

Œufs clairs :

Le vitellus est uniformément jaune. Il y a un petit rond blanc de 1 à 2 mm de diamètre à sa surface. Cela s'appelle le blastodisque.

Après plusieurs jours en incubateur, il devient difficile d'identifier un œuf non fécondé car le jaune peut se décolorer ou présenter des taches sombres. Il sera probablement confondu avec un embryon mort pendant le 1^e tiers de l'incubation.

Mortalités embryonnaires précoces :

- Si le jaune est un peu décoloré, comme une « peau » blanche à sa surface, cela signifie que l'embryon a commencé à se développer, même brièvement pendant 1 jour ou 2.
- S'il y a quelques vaisseaux sanguins, l'embryon a vécu 3 à 4 jours.
- Seul un anneau de sang est visible, cela montre que l'embryon est mort au bout de 3 à 6 jours.
- L'embryon est visible après distinction de 2 yeux noirs. Sa longueur ne dépasse pas 20% de la longueur de l'œuf.

Mortalités embryonnaires moyennes :

L'embryon présente un corps dans lequel on peut distinguer le bec, les ailes, les pattes, les doigts et, éventuellement, les plumes. Sa taille ne dépasse pas 50% de la longueur de l'œuf.

Mortalités embryonnaires tardives :

L'embryon occupe entre la moitié et la totalité de la longueur de l'œuf.

Œufs contaminés :

Macroscopiquement selon la couleur du contenu (photo 20).



CHAPITRE V : RESULTATS ET DISCUSSION

CHAPITRE V Résultats et discussion

1. Résultats

A, l'issue de notre étude au niveau du couvoir privé ``Y``, nous avons regroupé, analysé et discuté nos résultats, en les comparant avec les normes bibliographiques de la souche correspondante.

Tous les résultats obtenus sont représentés sous forme de graphes.

1.1. Taux d'éclosion

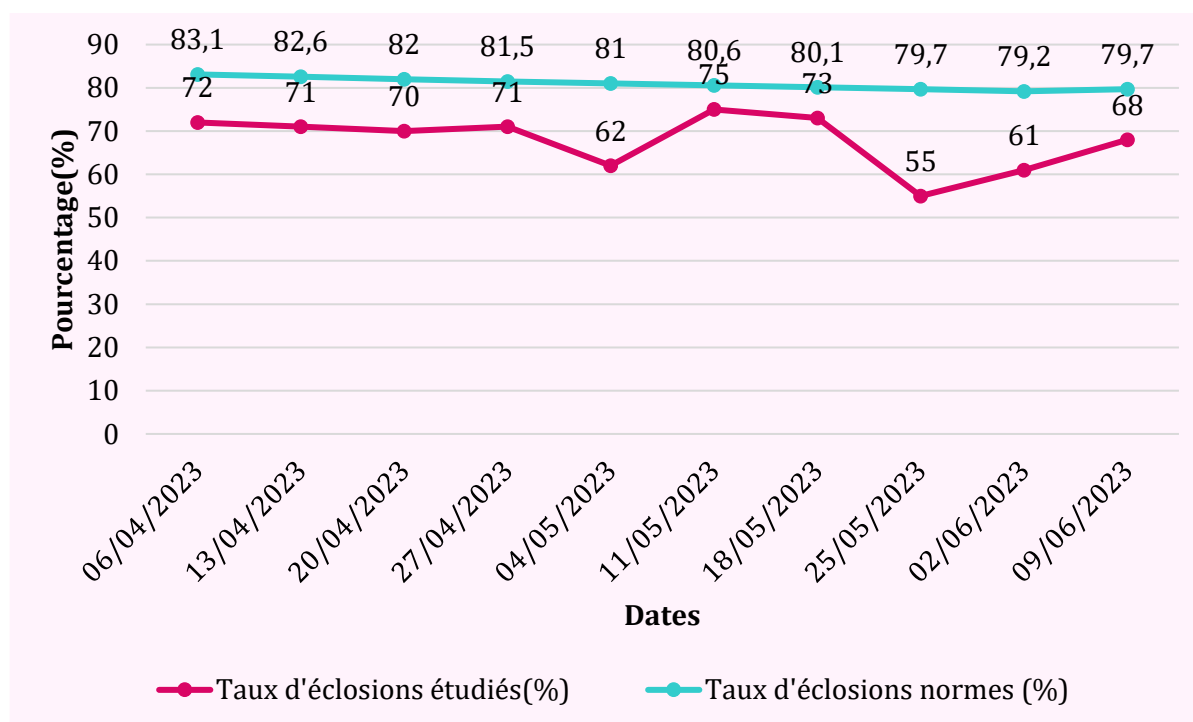


Figure 13 : Comparaison entre les taux d'éclosion standards de la souche Cobb 500 et les taux d'éclosion obtenus durant 10 semaines.

- La courbe représentant les taux d'éclosion calculés, montre des taux inférieurs aux normes selon le guide de la souche correspondante (**Femelle Emplumement Rapide Cobb500 ; 2021**) (Figure13). Et ceci durant les 10 semaines allant du 06/04/2023 jusqu'au 09/06/2023.

Afin de déterminer les causes probables de ce déficit nous avons opté pour la technique de cassure des œufs ``**Break out eggs and analyse hatch debris**``.

1.2. Œufs clairs

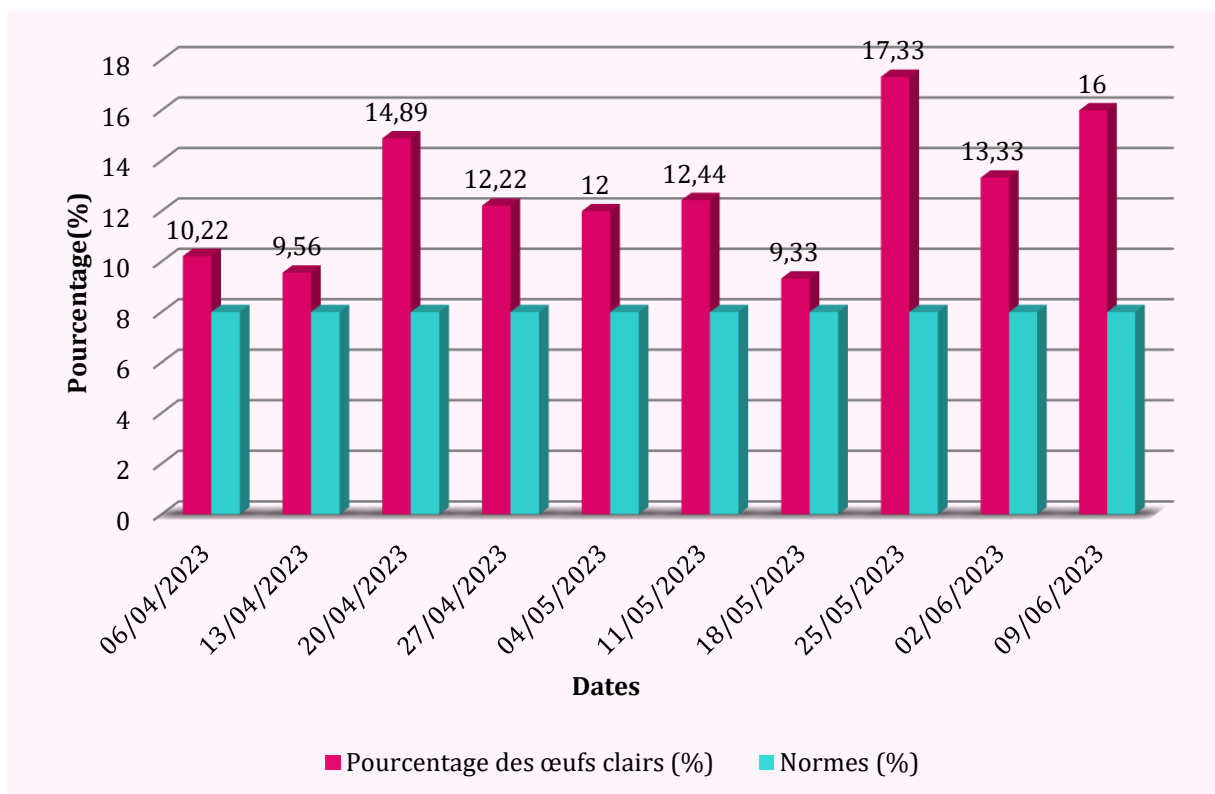


Figure 14 : Pourcentage des œufs clairs obtenus durant 10 semaines

- Les résultats illustrés dans la figure 14 montrent que le pourcentage des œufs clairs durant les 10 semaines de notre étude dépassent les normes (8%) avec un taux le plus élevé en date du 25 -05 correspondante à la 61 -ème semaines d'âge des reproducteurs.

1.3. Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jrs)

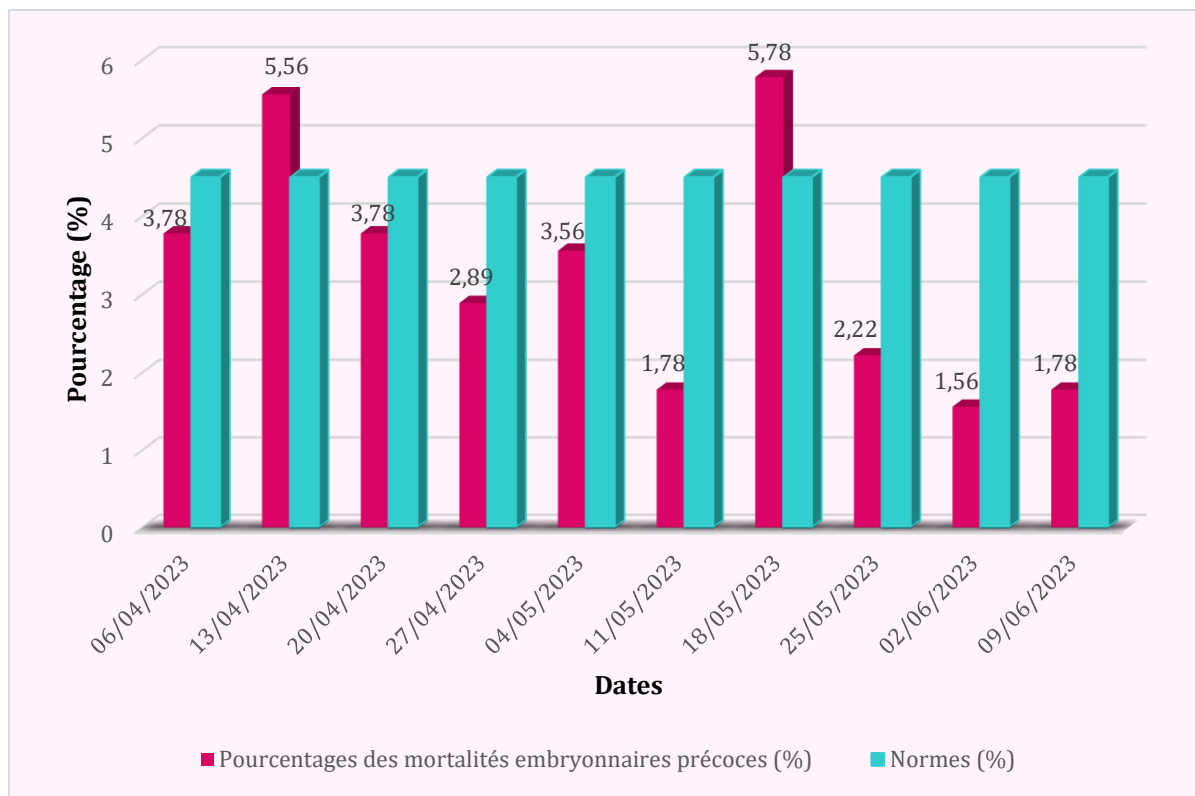


Figure 15 : Pourcentages des mortalités embryonnaires précoces (1-7 jrs) obtenus durant 10 semaines

- Les résultats obtenus révèlent des taux de mortalités embryonnaires précoces variables selon les lots d'œufs à couvrir étudiés. Certaines dates ont présenté des taux très élevés de mortalités par rapport aux normes (5,56% ,5,78%...) tandis que d'autres ont affiché des taux plus bas (1,56%, 1,78%...).

1.4. Mortalités embryonnaires moyennes (8- 14 jrs)

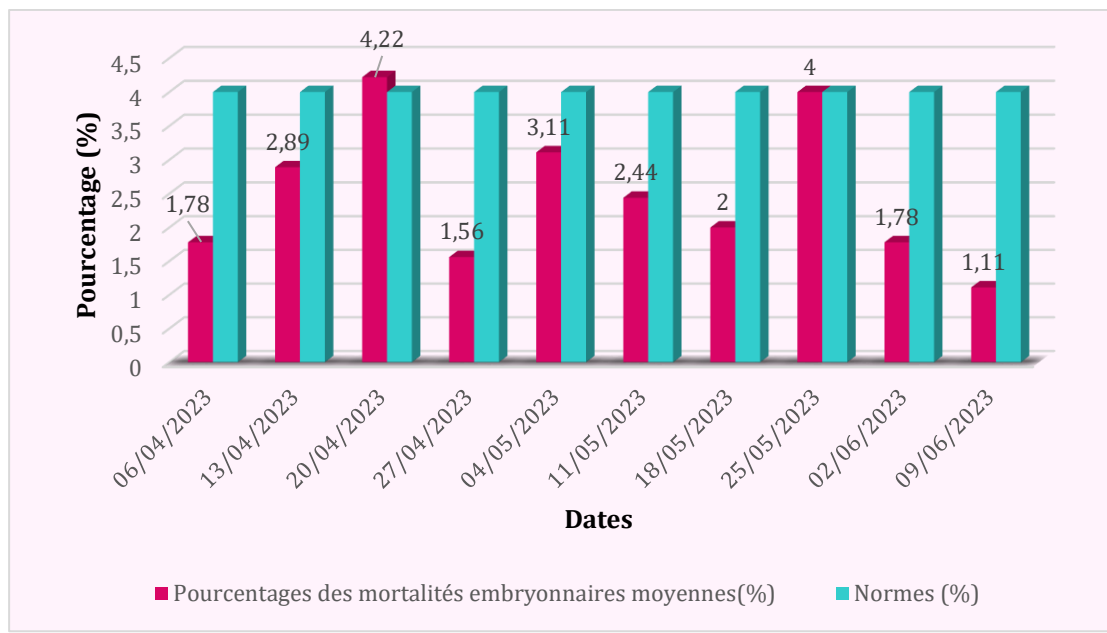


Figure 16 : Pourcentages des mortalités embryonnaires moyenne (8- 14 jrs) obtenu durant 10 semaines

- A travers les résultats présentés dans la figure16 nous avons constaté que tous les lots présentent des taux de mortalité varient entre 1,11% et 4% qui sont conformes aux normes, sauf celui du 20-04-2023 qui dépasse légèrement (4,22%) la norme qui est de 4% (guide Cobb 500).

1.5. Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jrs)

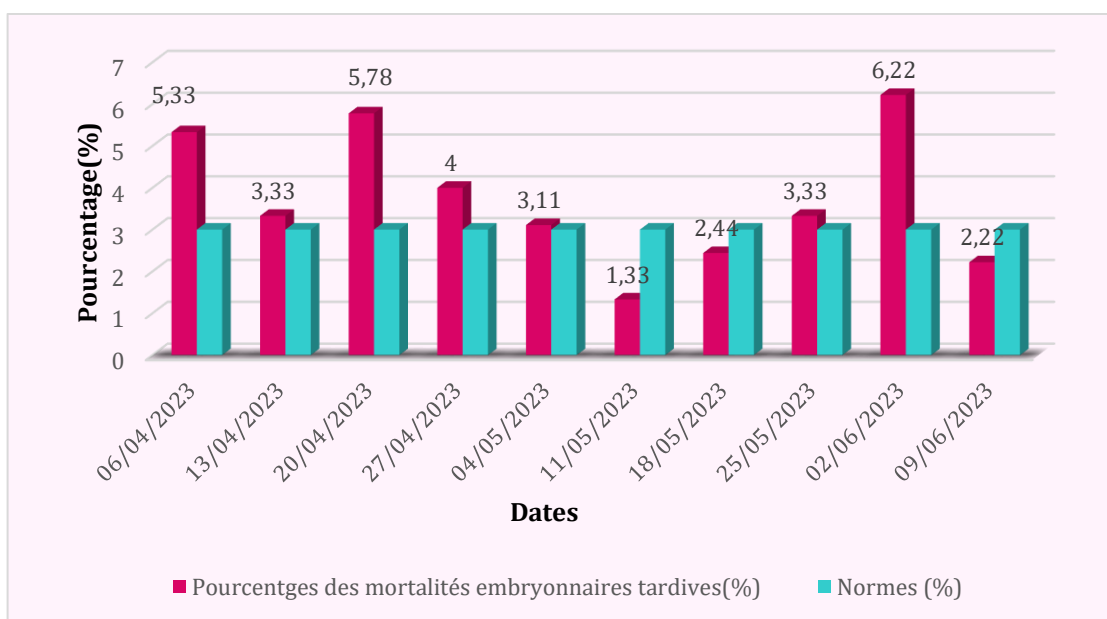


Figure 17 : Pourcentages des mortalités embryonnaires tardives (15-19 jrs) obtenus durant 10 semaines

- L'analyse des données observées sur le graphe (figure 17) a révélé des taux de mortalité embryonnaire variant de 1,33% à 6,22%, la plupart des résultats sont supérieurs aux normes de référence (3%) dans tous les lots des OAC durant les 10 semaines.

Cette augmentation significative de la mortalité tardive souligne l'existence de facteurs spécifiques qui peuvent influencer négativement le développement et la survie des embryons pendant la période d'incubation.

1.6. Problèmes de bêche et moments d'éclosion (Précoce ou tardive)

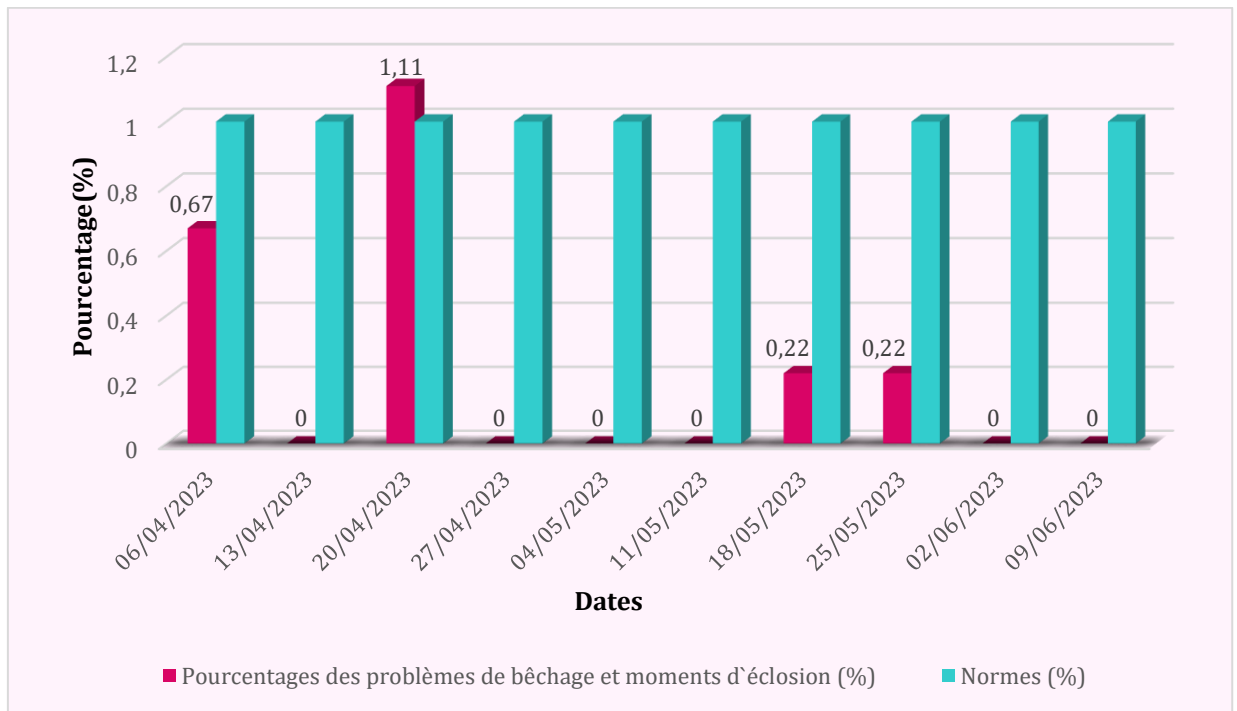


Figure 18 : Pourcentages des problèmes de bêche et moments d'éclosion obtenus durant

- La figure représente les taux des problèmes de bêche et moments d'éclosion des OAC durant 10 semaines. A travers ces résultats nous avons constaté que les taux sont normaux et conformes aux normes (1%) qui varient entre 0,22% et 1,11% avec une absence totale de ces problèmes dans plusieurs lots correspondants aux dates du 13-04, 27-04, 04-05, 11-05, 25-05 et du 09-06-2023.

1.7. Contamination des œufs

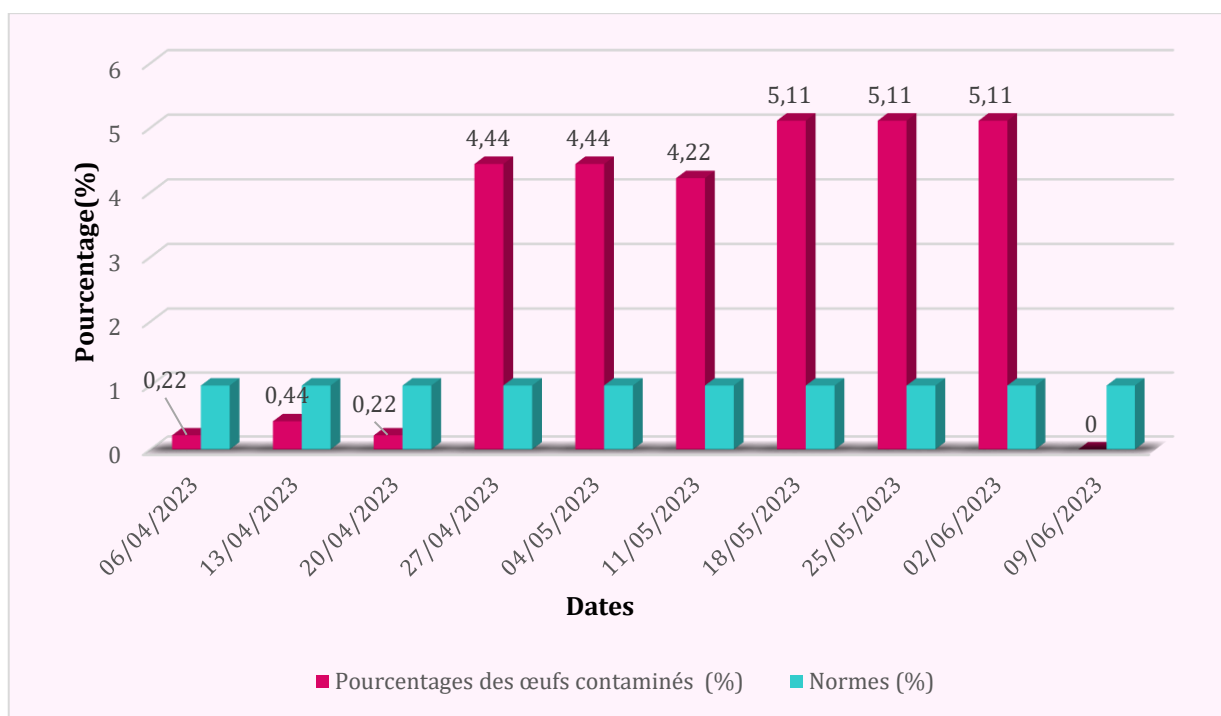


Figure 19 : Pourcentages des contaminations obtenus durant 10 semaines.

D'après les résultats affichés dans la figure (19) il est observable que dans les trois semaines du 06-04,13-04 et 20-04 le taux de contamination était conforme et normal mais à partir de la 4eme semaine du suivi le pourcentage a commencé à s'élever avec un taux très important, atteignant à 5,11% et, ceci est anormal par rapport à la norme (1%).

2. Discussion

2.1. Œufs clairs

Le pourcentage des œufs clairs est élevé allant de 9,33% à 17,33% qui dépasse la valeur normes (8%) mentionnée par le guide de la souche exploitée.

En effet, les causes peuvent être multifactorielles notamment :

- Les performances des reproducteurs qui sont influencées par la génétique, l'âge et les conditions d'élevage.

-Selon **le guide de gestion du couvoir Cobb** les mâles mal sélectionnés sont incapable de féconder les œufs (71).

-Selon **le supplément guide Femelle Emplumement Rapide Cobb500**, le taux de fertilité atteint son pic à l'âge de 36 semaines avec une valeur de 96,7% puis diminue progressivement jusqu'à atteindre les 85,6% à 65 semaines d'âge (72).

Selon **SAEID et DE REVIERS (73)**, les males peuvent féconder les œufs à partir de la 24-26eme semaine, cette aptitude diminue avec l'âge.

Ils trouvent aussi que l'effet de l'âge est important en influent la concentration des spermatozoïdes chez le coq. Par contre chez la poulette la fertilité est maximale au cours de la 1ere année de ponte puis diminue par la suite.

Selon **le guide de gestion du couvoir Cobb et le guide Aviagen** des pratiques de gestion inadéquates, telles que des ratios mâles/ femelles incorrects, excès ou carences nutritionnelles, un espace d'alimentation ou d'accès à l'eau insuffisant, une litière humide causant des infections aux pattes ou aux articulations créant par la suite un handicap à l'accouplement, une mauvaise synchronisation sexuelle et les variations atmosphériques brusques à l'intérieur du bâtiment d'élevage peuvent être à l'origine des infertilités des œufs (66,71).

L'avis du vétérinaire praticien faisant le suivi de cet élevage

La cause la plus probable pour ces taux élevés des œufs clairs est l'absence de la recharge des coqs qui doit normalement se faire à partir de la 45 -ème semaine (problème de disponibilité sur le marché).

N.B : la recharge est l'addition de jeunes males dans un vieux lot pour compenser le déclin de la fertilité qui existe ordinairement après 45 -ème semaines d'âge (71).

Les implications de ces résultats sont significatives pour l'industrie avicole. Un pourcentage élevé d'œufs clairs non éclos peut entraîner des pertes économiques importantes, car ces œufs ne donnent pas lieu à l'éclosion de poussins commercialisables. Il est donc crucial de mettre en place des mesures de prévention et de gestion appropriées.

2.2. Mortalité embryonnaire précoces (1-7 jrs)

Le taux des œufs avec mortalité embryonnaire précoce est normal durant 8 semaines par contre il est plus élevé par rapport aux normes à l'âge de 55 semaines avec une valeur de 5,56% et passe à 5,78% à l'âge au bout de la 60 -ème semaines.

D'après **le guide de gestion du couvoir Cobb** , **le guide Hatchery signals** et **le guide Aviagen** , cette élévation est expliquée par :

- Un stockage des œufs inadéquat ou trop long :

Selon **VILLATE** , les conditions de stockage influencent également sur l'éclosion des œufs (59).

Selon **Sauveur** (74), cette variation s'explique par les mauvaises conditions de stockage des œufs (température et humidité) et parfois par la durée de stockage des œufs qui dépasse les 15 jours et qui affecte le bon développement de l'embryon.

- Un refroidissement ou une surchauffe des œufs à couver
- Des températures ou une hygrométrie incorrecte d'incubation
- Une mauvaise ventilation

Selon **ITAVI** (75), une mauvaise répartition de l'air dans les incubateurs se traduit par une augmentation de la température et de l'humidité de l'air, ces 2 paramètres sont à l'origine des mortalités embryonnaire.

- Un retournement défectueux des œufs.
- Une mauvaise fumigation, lavage ou trempage des œufs.
- Une ponte au sol élevée, un nombre important d'œufs fêlés ou d'œufs contaminés.
- Des problèmes de nutrition – Manque en vitamine E.

Des études ont montré qu'un nombre élevé de morts précoces d'embryons indique un stockage prolongé ou un stockage à des températures élevées, ou des procédures de collecte des œufs inadéquates (76,77).

L'avis du vétérinaire praticien faisant le suivi de cet élevage

L'élevage des reproducteurs était contaminé par des mycoplasmes à *Mycoplasma synoviae*, qui a été confirmé par un test d'ELISA indirecte. Ce qui a engendré une fragilisation de la coquille et par la suite des mortalités embryonnaires précoces. Après administration d'un traitement à base d'antibiotiques on a noté une amélioration suivie par une rechute.

N.B : *Mycoplasma synoviae* a été décrite dans des élevages des reproducteurs ponte et chair. Il s'agit d'une malformation de la coquille au petit bout (apex) de l'œuf qui présente un aspect calotte, rugueux et une fragilité de la coquille (voir annexe) (78).

2.3. Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jrs)

La plupart des pourcentages des mortalités embryonnaires tardives oscillent entre 3,33% et 6,22% dépassant les normes attendues (3%), ils concernent les OAC qui proviennent du cheptel âgé de 54 à 62 semaines.

Plusieurs facteurs peuvent contribuer à la mortalité embryonnaire tardive. Parmi les causes possibles suivant **le guide de gestion du couvoir Cobb, le guide Hatchery signals et le guide Aviagen**; des infections fongiques ou bactériennes, un stockage prolongé des œufs, des problèmes de retournement, des variations de température et d'hygrométrie en incubateurs ou en éclosoir, un manque de ventilation (dans les incubateurs/éclosoirs) , des facteurs environnementaux défavorables et des carences nutritionnelles (surtout en : vitamines D, A, E, K, B12. Acide folique, acide pantothénique, riboflavine, sélénium, biotine, thiamine, calcium, phosphore, manganèse ou acide linoléique)(38, 66,71) .

Selon **Mauldin et Rifkhan** les problèmes de température et d'humidité de l'incubateur et l'éclosoir, les dommages liés au transfert des œufs, les œufs placés à l'envers, la perte d'eau insuffisante et les carences nutritionnelles des troupeaux reproducteurs sont à l'origine d'un nombre élevé d'embryons morts tardivement (76,77)

D'après **Tona et al et King'ori**, la mauvaise qualité de la coquille augmente la mortalité embryonnaire précoce et tardive (65,79).

Selon **Aichouni Ahmed, Siloum Siham et Mekci Sara** ; en ce qui concerne la relation entre le calibre de l'œuf et la mortalité embryonnaire, le taux est plus faible pour les gros œufs et plus élevé pour les petits œufs (80).

L'avis du vétérinaire faisant le suivi

La présence de *Mycoplasma synoviae* s'est exprimé par des signes cliniques et des chutes de ponte au niveau de l'élevage, notamment une augmentation significative de la mortalité embryonnaire tardive au sein du couvoir .

Quoique l'application d'antibiothérapies a permis d'améliorer les circonstances pour un premier lieu mais par la suite ces reproducteurs ont rechuté, indiquant la résistance potentielle de cette souche de *Mycoplasma* aux traitement .

La non disponibilité du vaccin approprié a empêché l'éradication de cette pathologie dans le cheptel .

Contamination des œufs

A partir du 27/04/2023 jusqu'au 02/06/2023 le pourcentage des œufs contaminés s'est élevé subitement à 4,4% arrivant au 5,11% ce qui est anormal selon **le guide Aviagen** (66).

D'après **le guide Hatchery signals et le guide Aviagen**, les contaminations des œufs peuvent survenir à différentes étapes du processus de production, depuis la collecte jusqu'à l'incubation. Plusieurs facteurs peuvent contribuer à cette contamination, tels que :

Des pratiques d'hygiène inadéquates : Œufs non ou mal stérilisés

Des conditions de stockage inappropriées : Condensation d'eau à la surface de l'œuf pendant le stockage ou le transfert.

Des problèmes de biosécurité et de contamination dans le couvoir

Des infections présentes chez les reproducteurs : problèmes sanitaires, ponte en sol

Coquille de l'œuf très fine ou perforée (38,66).

L'avis du vétérinaire faisant le suivi

La recontamination et rechute de l'état sanitaire des reproducteurs est à l'origine de cette contamination des OAC.



CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS

Conclusion

La filière avicole joue un rôle essentiel dans l'approvisionnement alimentaire mondial et national. Elle a connu une croissance significative au fil des années, grâce à la modernisation des techniques du matériel d'accoupage, et à l'adoption de compétences professionnelles en élevage, malgré cette évolution, cette dernière souffre de certaines difficultés telles que les problèmes d'éclosion induisant des pertes économiques importantes voir l'instabilité des prix de la viande sur le marché qui peut résulter d'une offre irrégulière et d'une demande fluctuante.

Notre suivi des OAC chez les reproducteurs de type chair allant de 06-04-2023 jusqu'au 09-06-2023, nous a permis de constater des taux d'éclosion variant de 55% à 75% qui sont inférieurs aux normes citées dans le guide d'élevage **Femelle Emplumement Rapide Cobb500; 2021** (entre 83,1% et 78,7%), et afin de déterminer les causes probables de cette baisse nous avons opté pour la technique de cassures des œufs ``**Break out eggs and analyse hatch debris**``

Les résultats obtenus ont montré une augmentation du taux des œufs clairs (entre 9,33% et 17,33% contre 8% norme), et de mortalités embryonnaires précoces (arrivant jusqu'à 5,78% contre un pourcentage de 4,5%), et mortalités embryonnaires tardives (entre 3,33% et 6,22% contre 3%) selon les différents lots d'œufs à couver étudiés durant les 10 semaines. Ces problèmes peuvent avoir différentes causes, notamment des erreurs d'incubation, des conditions environnementales défavorables, des problèmes génétiques ou des infections.

Le pourcentage des œufs contaminés a également été identifié comme un problème potentiel du 27-04-2023 au 02-06-2023 arrivant à 5,11% contre 1%, ce qui consolide l'importance des bonnes pratiques d'hygiène, de la biosécurité et de la surveillance de la qualité des œufs. Afin d'améliorer les taux d'éclosion, d'optimiser la production avicole et de minimiser les manques à gagner. Des recherches supplémentaires sont nécessaires pour approfondir notre compréhension de ces problèmes spécifiques à chaque contexte d'élevage et mettre en place des stratégies efficaces pour les prévenir.

Recommandations

- En se basant sur les résultats de notre étude concernant le suivi des OAC des reproducteurs chair et dans le but d'améliorer le taux d'éclosion, nous recommandons de :
- Renforcer les pratiques de biosécurité.
- Contrôler la qualité des œufs à couvrir.
- Surveiller étroitement les conditions d'incubation.
- Gérer les conditions de transfert et d'éclosion des OAC.
- Organiser les sessions de formations régulières pour le personnel du couvoir afin de les sensibiliser aux bonnes pratiques d'incubation, à la manipulation des œufs, à l'hygiène et à la biosécurité. Une formation adéquate garantit une mise en œuvre cohérente des protocoles et des procédures, ce qui peut avoir un impact positif sur le taux d'éclosion.
- Il est important aussi de développer des programmes de formation pour les éleveurs avicoles afin de renforcer leurs connaissances et compétences en matière de gestion
- Promouvoir l'utilisation de la technique de cassure des œufs ``Break out eggs and analyse hatch debris`` afin de suivre et d'analyser les causes des chutes d'éclosion et les réduire le plus rapidement possible, permettant ainsi une gestion proactive des risques.
- Mettre en place des logiciels de suivi et de collecte de données pour enregistrer et analyser les résultats d'incubation, y compris le taux d'éclosion, la mortalité embryonnaire et d'autres indicateurs clés. Cela facilite l'accès aux informations et simplifie leur gestion, peut aider à prendre des décisions éclairées et à mettre en place des stratégies d'amélioration.
- Renforcer la collaboration entre les vétérinaires du couvoir et ceux des élevages et encourager les partenariats entre les vétérinaires, les éleveurs, les chercheurs, les fournisseurs de l'industrie avicole et les laboratoires, ceci peut favoriser le partage des connaissances, l'échange d'expériences, la mise en œuvre de bonnes pratiques et la détection précoce des problèmes et les résoudre. Ces partenariats peuvent contribuer à l'amélioration continue de la filière avicole.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

1. **Anonyme.** Aviculture | Passerelle sur l'aviculture et les produits avicoles | Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture [En ligne]. Janvier 2022. [Consulté le 5 Juin 2023]. Disponible : <https://www.fao.org/poultry-production-products/production/fr/>
2. **HAOUA Z , MOHAMED M O.** Vers des Bâtiments Intelligents pour l'élevage de volailles [Mémoire]. Blida (Algerie) : Faculté des Sciences Département d'Informatique, Université Saâd Dahlab Blida 1 ; 2019. 93 p.
3. **Kaci A.** La filière avicole algérienne à l'ère de la libéralisation économique. Cah Agric. 2015 ;24(3) : 151-60.
4. **Anonyme.** Complexe-avicole, poules-reproductrices -caspm.dz [En ligne].2018. [Consulté le 6 Juin 2023]. Disponible : <https://caspm.dz/complexe-avicole/poules-reproductricesdddd3x3>
5. **Anonyme.** Couveuse à œufs : réussir l'incubation - Animal Valley [En ligne]. 06 Mars 2019 [Consulté le 6 Juin 2023]. Disponible : <https://www.animal-valley.com/francais/guide-animaux/poussins-parametres-indispensables-incubation-couveuse-oeufs/>
6. **AZEROUL E.** Aviculture au Maroc [Enligne]. Juillet 2020. [Consulté le 19 avril 2023]. Disponible : <https://www.avicultureaumaroc.com/couvoir.html>
7. **Magdelaine P.** Production, consommation et échanges de viandes de volailles, dans le monde [en ligne]. février 2021.consulté le [04/23].disponible sur https://www.academie-agriculture.fr/sites/default/files/publications/encyclopedie/final_10.05.q03_marches_vian_de_volaille.pdf
8. **Coudurier B, Blesbois E.** Filière volailles de chair. Analyse des voies de progrès en agriculture conventionnelle. Ed.INRA (France), 2014.16p.
9. **Coudurier B, Jeuland F, Urruty N.** Vers des agricultures à hautes performances. Conception et évaluation de systèmes innovants en agriculture conventionnelle. Ed. INRA. 2013 ; 2 : 234-6.
10. **Kaci A.** LA FILIERE AVICOLE EN ALGERIE. ACQUIS, CONTRAINTES ET ENJEUX. Communication au : Quatorzièmes Journées de la Recherche Avicole et Palmipèdes à Foie Gras ; 9 -10 mars 2022 ; Tours (France).

11. Alloui N. SITUATION ACTUELLE ET PERSPECTIVES DE MODERNISATION DE LA FILIERE AVICOLE EN ALGERIE. Communication au : Neuvièmes Journées de la Recherche Avicole; 29-30 mars 2011; Tours (France).

12. Anonyme. TECHNIQUES DE CONDUITE DES ELEVAGES DE REPRODUCTRICES ET REPRODUCTEURS [En ligne]. [Consulté le 4 juin 2023]. Disponible : https://www.fellah-trade.com/ressources/pdf/Elevage_poules_reproduction.pdf

13. Le Sillon Belge. Reproduction des volailles: des reproducteurs et des œufs de qualité pour assurer l'avenir de l'élevage [En ligne]. 10 Février 2021 [Consulté le 13 juin 2022]. Disponible : <https://www.sillonbelge.be/7104/article/2021-02-10/reproduction-des-volailles-des-reproducteurs-et-des-oeufs-de-qualite-pour>

14. Anonyme. Coq : particularités, critères de choix, utilisation et prix du coq [En ligne]. [Consulté le 13 juin 2023]. Disponible : <https://poulailler.ooreka.fr/comprendre/coq>

15. Anonyme. Élevage de reproducteurs de poulet de chair | Parlons Poulet [En ligne].2023 [Consulté le 14 juin 2023]. Disponible : <https://parlonspoulet.ca/de-la-ferme-jusqua-chez-vous/elevage-de-reproducteurs-de-poulet-de-chair/#:~:text=Les%20poules%20commencent%20%C3%A0%20pondre,%C3%A0%2040%20semaines%20plus%20tard>

16. KACIMI N, TAIBI I. Etude zootechnique de quelques élevages de poulet de chair dans la willaya de Bouira [Mémoire]. Bouira (Algérie) : Faculté des sciences de la nature et de la vie et des sciences de la terre, Université AKLI MOHAND OULHADJ ;2020. 63 p.

17. Anonyme. Élevage de reproducteurs chair : matériel d'élevage et systèmes d'alimentation dernier cri - Big Dutchman [En ligne]. 2023 [Consulté le 14 Juin 2023]. Disponible : <https://www.bigdutchman.fr/fr/engraissement-de-volailles/produits/elevage-de-reproducteurs-chair/>

18. Le Helloco M. Management-guide-Novogen-Silver. (France) : Novogen ; 2021.41p.

19. Bachir-Pacha M, Triki-Yamani R, Bounar Kechih S et al. Manuel de pathologie aviaire . 5399. (Algerie) : Opu ;2013 .160p.

20. Babb B. Guide de Biosécurité dans les élevages avicoles au Moyen Orient et en Afrique du Nord. Moyen orient et Afrique : USSEC ; 2017. 30 p.

- 21. Domi.** Préparer les œufs pour l'incubation - Poules et Cie [En ligne]. 3 Mai 2023 [Consulté le 14 Juin 2022]. Disponible : <https://poulesetcie.com/preparer-oeuf/>
- 22. Brake J, Walsh T, Benton C, Petite J, Meijerhof R et Panalva G.** Egg handling and storage. Poultry science. 1997 ; 76 : 144-151.
- 23. Coutts J.A , Jeffrey A et Wilson-Graham C.** Optimum egg quality. A practical approach. Brisbane, (Australia) : State of Queensland and DSM Nutritional Products Ltd ; 2007 .63p.
- 24. Wafadar F , Puls I, De Lange G .** Amélioration de l'incubation et de l'élevage des poussins. 6e éd. Wageningen (Pays-Bas) : Fondation Agromisa et CTA ; 2011. 84 p.
- 25. Lamoulen M.** L'incubation artificielle, L'aviculture française. Edition : Rosset ; 1988. p. 227-238.
- 26. ALOUACH B, BECHELAGHEM Z.** Fonctionnement d'un couvoir avicole « poussin chair » [Mémoire]. Tiaret (Algérie) : Institut des Sciences Vétérinaires, Université Ibn Khaldoun ; 2017. 82 p.
- 27. Thornton G.** Managing the hatch window. Watt Poultry [En ligne]. USA; April 19. 2011 [Consulté le 10 Avril 2023]. Disponible : <https://www.wattagnet.com/home/article/15492599/managing-the-broiler-hatch-window>
- 28. De Lang G.** Good hygiene a must for the modern hatchery. World Poult. 2011;26(10):18-20.
- 29. CHARTE DE QUALITE SNA DANS LES COUVOIRS.** France : SNA ; juin 2003. 37 p. issue du guide de bonnes pratiques de l'accoupage de novembre 1997.
- 30. BESSAHA D, BOUKHATEM S.** La qualité microbiologique de l'œuf à couvrir et son influence sur le taux d'éclosion [Mémoire]. Mostaganem (Algérie) : Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Abdelhamid Ibn Badis ; 2017. 37 p.
- 31. Zaiem A.** Étude des paramètres techniques d'un couvoir dans la région de Barika. [Mémoire]. Biskra (Algérie) : Faculté des Sciences Exactes et Sciences de la Nature et de la Vie, Université Mohamed Khider de Biskra ; 2022. 30 p.
- 32.** Guide Incubation. Quintin (France) : Hubbard ; 2015. 61 p.
- 33. Meijerhof R.** EGG QUALITY. In : Brugère-Picoux J, Vaillancourt J, Bouzouaia M et al. Manuel of poultry diseases. Edition 2. France : AFAS; 2015. p.32-39.

- 34. Smith A J.** L'élevage de la volaille. Vol 2, n019, collection "Le technicien d'agriculture tropicale". Paris (France) : Maisonneuve et Larose;1992.348 p.
- 35. L'amoulen M.** L'incubation artificielle. L'Aviculture Française, Informations techniques des services vétérinaires n° 100 à 103. Paris (France) : R Rosset;1988. P. 225 – 238.
- 36.Reijrink I.** Storage of hatching eggs – Effects of storage and early incubation conditions on egg characteristics [Thesis]. Wageningen (NL): Wageningen University;2010.164 p.
- 37. Anonyme.** Stockage des œufs: bonnes pratiques | Département de développement de couvoir | Petersime - leader mondial dans le développement d'incubateurs et de couvoirs [En ligne]. [Consulté le 08 avril 2023]. Disponible : <https://www.petersime.com/departement-de-developpement-de-couvoir/stockage-des-ufs-bonnes-pratiques/>
- 38. Lourens S, Holleman J, Schie T.** Hatchery signals, A practical guide to improving hatching results Author. Zutphen (the Netherlands): Roodbont Publishers B.V;2021. 200 p.
- 39. Barger K.** POULTRY WELFARE. In : Brugère-Picoux J, Vaillancourt J, Bouzouaia M et al. Manuel of poultry diseases. Edition 2. France: AFAS;2015. p.60-69.
- 40. Anonyme.** Incubateurs et éclosiers petersime Déstockage Grossiste [En ligne]. 30 juillet 2019 [Consulté le 11 Avril 2023]. Disponible : <https://www.destockplus.com/upload/thumbs/incubateur-petersime-5yerfa-bb149b.jpg>
- 41. Anonyme.** Systèmes d'incubation en chargement unique et chargement multiple - Lohmann Breeders [En ligne]. 19janvier 2022 [Consulté le 10 Avril 2023]. Disponible : <https://lohmann-breeders.com/fr/systemes-dincubation-en-chargement-unique-et-chargement-multiple/>
- 42. Domi.** La position et le retournement des œufs dans l'incubateur [Enligne]. Poules et Cie; 2017. [Consulté le 11 avril 2023]. Disponible sur: <https://poulesetcie.com/position-retournement-oeufs/>
- 43. Jean.** Couveuse automatique, Comment placer les œufs dans la couveuse automatique ? [En ligne]. 2018 [Consulté le 11 Avril 2023]. Disponible sur: <https://couveuseautomatique.fr/comment-placer-oeufs/>

- 44. Anonyme.** Les 4 paramètres de l'incubation en couveuse - Conseils d'élevage [Enligne]. Ferme de Beaumont ; 2018 [Consulté 14 avril 2023]. Disponible sur : <https://blog.fermedebeaumont.com/les-4-parametres-de-lincubation-en-couveuse-396.html>
- 45. Sauveur B.** Reproduction des volailles et production d'œufs. Paris (France) : Quae ;1988. 449 p.
- 46. Espinasse J.** Pathologie du bétail et des animaux de basse-cour. La production du poulet de chair et des œufs : enseignement intégré sur les productions animales. Maisons-Alfort (France) : ENV d'Alfort ;1982 .
- 47. Velthuis A G J, Boerjan M, van Riel J Et Huirne R B M.** Field study on broiler eggs hatchability. Poultry Science.2008. 87:2408–2417
- 48. Funk E M , Forward J.** THE RELATION OF ANGLE OF TURNING AND POSITION OF THE EGG TO HATCHABILITY OF CHICKEN EGGS . Columbia: University of Missouri;1960. p. 784-785
- 49. Anonyme.** Conseils et technique de mirage des œufs au couvoir [En ligne]. [Consulté le 18 Avril 2023]. Disponible : <https://weezyou.grimaudfreres.com/fr/tutorials/conseil-technique-le-mirage-des-oeufs-au-couvoi/>
- 50. Meijerhof R.** AUSTRALIAN POULTRY SCIENCE SYMPOSIUM. Sydney (Australia) :Faculty of Veterinary Science, University of Sydney ;2009.203 p.
- 51. Cormick J.** Que se passe-t-il au cours du transfert ? [En ligne]. Belgique :2021 [Consulté le 18 Avril 2023]. Disponible: <https://www.petersime.com/fr/departement-de-developpement-de-couvoir/que-se-passe-t-il-au-cours-du-transfert/>
- 52. YAUSCHEW-RAGUENES S.** QUALITE DE L'AIR DANS LES COUVOIRS : QUEL IMPACT SUR LA SANTÉ DES SALARIÉS ? [THESE DE DOCTORAT]. Brest (BRETAGNE OCCIDENTALE) : Faculté de Médecine, UNIVERSITE DE BREST; 2013. 60 p.
- 53. French N A.** Modeling incubation temperature: effect of incubator design embryonic development of egg size. Poultry science; 1997. 76,124-133.
- 54. Molenaar R., Reijrink I, Meijerhof R, Van den Brand H.** Meeting embryonic requirements of broilers throughout incubation [A Review]. Brazilian Journal of Poultry Science;2010. 12, 3: 137-148.

55. Anonyme. Couveuse Automatique : Déroulement de l'éclosion d'un poussin : Toutes les étapes [En ligne]. 2018.[Consulté le 29 avril 2023]. Disponible : <https://couveuseautomatique.fr/deroulement-eclosion-poussin/>

56. Willemsen H, Everaert N, Witters A, Smit L.D., Debonne M, Verschuere F, Garain P et al. Critical assessment of chick quality measurements as an indicator of posthatch performance. Poult Sci. 2008. 87:2358-2366.

57.Travel A. Évaluer la qualité du poussin pour bien démarrer | Réussir volailles [En ligne]. 19 décembre 2022 [Consulté le 29 avril 2023]. Disponible :

<https://www.reussir.fr/volailles/evaluer-la-qualite-du-poussin-pour-bien-demarrer>

58. Anonyme. Guide : comment sexer un poussin ? [En ligne]. 2022 [consulté le 30 avril 2023]. Disponible sur: https://www.chemin-des-poulaillers.com/chemin_des_poulaillers_fr/news/guide-comment-sexer-un-poussin/

59. Villat. Maladie des volailles. (France) : France agricole ; 2001. p. 318-324

60. Anonyme. CARACTERISTIQUES GENERALES DE L'ŒUF DE CONSOMMATION [En ligne]. 01Avril 2020 [Consulté le 07 Mai 2023]. Disponible :

https://fac.umc.edu.dz/vet/Cours_Ligne/Cours/HIDAOA4/coquille_oeufs.pdf

61. Ozier C. Anatomie de la poule et de l'œuf [En ligne]. 02 Avril 2018 [Consulté le 02 Mai2023]. Disponible : <https://oeuf-poule-poussin.com/eggs-anatomy/#:~:text=C'est%20dans%20l'ovaire,chaud%20%C3%A0%20travers%20le%20cloaque>

62. Anonyme. Les conseils d'utilisation pour les couveuses [En ligne]. 2021 [Consulté le 07 Juin 2023]. Disponible :

https://www.vivelevage.com/skins/vive_elevage/img/conseil/couveuse/oeuf.jpg

63. Sauveur B, De Carville H. Le canard de Barbarie. Paris (France) : Quae ; 1990. 199 p.

64. Domi. Développement de l'embryon de poule - Poules et Cie [En ligne]. Poules et Cie; 19 Avril 2019. [Consulté le 07 Juin2023]. Disponible sur: <https://poulesetcie.com/developpement-embryon-poule/#:~:text=Le%20d%C3%A9veloppement%20d'un%20oeuf,et%20le%20d%C3%A9veloppement%20est%20suspendu>

65. Tona K., Onagbesan O., De Ketelaere B. et coll. Effects of age of broiler breeders and egg storage on egg quality, hatchability, chick quality, chick weight, and chick posthatch growth to forty-two days. J. Appl. Poult. Res. 2004; 13:10-18.

66. Aviagen. How to break out and analyse hatch debris [En ligne]. 25 Juin 2013. [Consulté le 05 Mai 2023]. Disponible sur: http://en.aviagen.com/assets/Tech_Center/BB_Resources_Tools/Hatchery_How_Tos/05HowTo5-BreakOutandAnalyseHatchDebris.pdf

Partie expérimentale:

67. Anonyme. Taourga - Carte - Village - Algérie – Mapcarta [En ligne]. 2013. [Consulté le 29 Mai 2023]. Disponible sur: <https://mapcarta.com/fr/17301530>

68. Anonyme. Taourga — Wikipédia [En ligne]. 15 janvier 2001. [mise à jour 7 avril 2023 ; Consulté le 29 Mai 2023]. Disponible sur: https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/6/6a/DZ_35_Taourga.svg/lang-fr-1280px-DZ_35_Taourga.svg.png

69. Plan du couvoir conféré par le propriétaire du couvoir Y.

70. Anonyme. Hatch day and breakout analysis [En ligne]. 2021. [Consulté le 06 Juin 2023]. Disponible sur: <https://en.engormix.com/poultry-industry/articles/hatch-day-breakout-analysis-t43159.htm>

71. Anonyme. Hatchery-Guide-Layout-R4-min.pdf [En ligne]. 20 Octobre 2020. [Consulté le 19 Janvier 2023]. Disponible sur: <https://www.cobb-vantress.com/assets/Cobb-Files/6427713bdc/Hatchery-Guide-Layout-R4-min.pdf>

72. Anonyme. Cobb500-Fast-Feather-Breeder-Management-Supp [En ligne]. 01 Septembre 2020. [Consulté le 20 Janvier 2023]. Disponible sur: <https://www.cobb-vantress.com/assets/Cobb-Files/ee01ed4ae3/Cobb500-Fast-Feather-Breeder-Management-Supplement-French.pdf>

73. SAEID J M, DE REVIER M. Effet du rationnement alimentaire protéique sur le développement testiculaire et la production des spermatozoïdes chez le souche «chairs ». Fertilité et alimentation des volailles. INRA, 1981, p. 155-166.

74. SAUVEUR B. Reproduction des volailles et production d'œufs. Paris (France) : INRA, 1988. 450p.

- 75 ITAVI.** La production d'œufs de consommation en climat chaud. doc. ITAVI: 2002 116p.
- 76. Mauldin, J M.** Breakout analyses guide for hatcheries. [En ligne].09 Aout 2018. [Consulté le 25 juin 2023]. Disponible sur: <http://ugakr.libs.uga.edu>.
- 77.Rifkhan M H M , Gamlath G , Adikari A M J B.** Effect of Broiler Breeder's Age on Incubation and Chick Quality Parameters. Inter J. Livestock. Res.2016; 6(10): 19-26.
- 78. Guérin JL, Balloy D, Facon C, Villate D.** MALADIES DES VOLAILLES. 4e éd. France : FRANCE AGRICOLE ; 2018. 582 p.
- 79. King'ori A M.** Review of the Factors That Influence Egg Fertility and Hatchabilty in Poultry. Inter. J. of Poult. Sci.2011; 10(6): 483-492
- 80. Aichouni A, Siloum S, Mekci S.** Effet du calibre et de l'origine de l'œuf sur le taux d'éclosion et la qualité du poussin chair. Nat Amp Technol. Jan 2017;(16).

ANNEXES



Annexe 01 : Fiche d'enregistrement

DATE DE CASSURE

SOUCHE :

BATIMENT :

AGE :

NOMBRE DES ŒUFS MANUPULES :

EFFECTIF :

RESULTATS

OBSERVATION	TOTAL	RESULTAT %	NORME%
ŒUFS CLAIRS			
Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jour)			
Mortalités embryonnaires moyenne (8- 14) jour			
Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jour)			
Problèmes de bêchage et moments d'éclosion (Précoce ou tardive)	Bêché en vie		
	Bêché mort		
	Sans bêchage		
Malformations	Cerveau en dehors		
	Chimère		
Malpositions	Le bec rentré sous l'aile		
	La tête tournée vers la pointe de l'œuf		
	Embryon détourné de la chambre à air		
Contaminations			

Taux de productivité :

$$TP = \frac{\text{Nombre des oeufs pondus}}{\text{Effectif des poules}} \times 100$$

Taux d'éclosion :

$$TE = \frac{\text{Nombre des poussins eclos sains}}{\text{Nombre des OAC incubés}} \times 100$$

Normes appliquées :

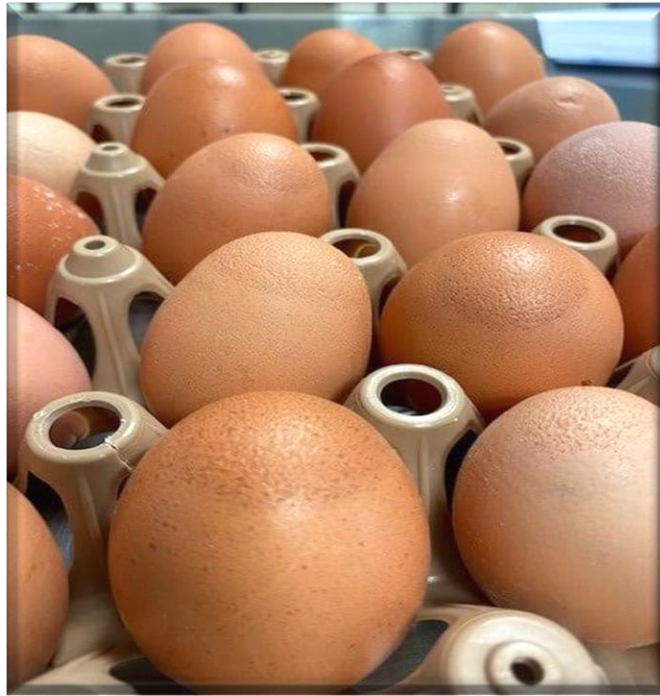
- Incubateurs : T ° :
37,7 °C
- H : 50 à 70%
- Air : 40 à 60%
- Retournement :

DUREE : 18jrs

- Écloirs : T ° :
37,5 °C
- H : 50 à 60%



Annexe 02 : œufs déclassés



Œufs contaminés par *Mycoplasma synoviae*



Œuf Ridé



Œuf perforé



Annexe 03 : Pathologies aviaires et aspects physiques des œufs



ŒUF A COQUILLE PALE

- Maladies infectieuses : bronchite infectieuse, syndrome chute de ponte
- Vieilles poules
- Haut niveau de stress
- Usage des produits tels que les sulfamides, la nicarbazine



ŒUF A COQUILLE ROSE

- Stress
- Excès de calcium dans l'aliment



ŒUF A COQUILLE SALE

- Fientes humides
- Matières premières non digestibles dans l'aliment
- Fragilité de l'intestin
- Déséquilibre des électrolytes dans l'eau de boisson



ŒUF TACHETÉS DE SANG

- Animal en excès de poids
- Augmentation de la longueur du jour
- Mauvaise hygiène du bâtiment
- Parasitisme : Poux rouges



ŒUF SANS COQUILLE

- Immaturité de l'appareil génital
- Maladies infectieuses : ND, BI, EDS Grippe Aviaire
- Déséquilibre de l'aliment : Ca, P, Mg, Vitamine D3



ŒUF A COQUILLE MOLLE

- Excès de phosphore dans l'aliment
- Stress thermique
- Vieille poule
- Accroissement de la salinité de l'eau
- Mycotoxines



ŒUF A COQUILLE FÊLÉE

- Stress thermique
- Accroissement de la salinité de l' eau
- Vieille poule
- Déficit de l'apport en Ca et Vitamine D3
- Mycotoxines



ŒUF A COQUILLE PLISSÉE

- Stress thermique
- Accroissement de la salinité de l' eau
- Vieille poule
- Déficit de l'apport en Ca et Vitamine D3
- Mycotoxines



ŒUF A COQUILLE RIDÉE

- Stress
- Maladies infectieuses : BI
- Anomalie de fonctionnement de l' appareil reproducteur
- Surpeuplement



ŒUF A COQUILLE BOUTONNEUSE

- Vieille poule
- Souche de poule
- Alimentation déséquilibrée : excès en calcium



ŒUF AVEC COQUILLE RECOUVERTE DE CALCIUM

- Défaillance du processus de calcification
- Alimentation déséquilibrée : excès en calcium



ŒUF AVEC DÉPÔT DE CALCIUM

- Anomalie de fonctionnement de l' appareil reproducteur
- Trouble de la calcification
- Alimentation déséquilibrée : excès de calcium



ŒUF A COQUILLE NEIGEUSE

- Anomalie de fonctionnement de l'appareil reproducteur
- Troubles de la calcification
- Alimentation déséquilibrée : excès en calcium



ŒUF TACHÈTE DE BRUN

- Anomalie de fonctionnement de l'appareil reproducteur
- Troubles de la calcification
- Alimentation déséquilibrée : excès de calcium



ŒUF A COQUILLE VITREUSE

- Hygrométrie élevée
- Maladies infectieuses et mycotoxicoses
- Déficit en manganèse
- Surpeuplement



ŒUF RESSOUDÉ AVANT LA PONTE

- Eclairage incorrect
- Stress
- Vieilles poules
- Surpeuplement



ŒUF A COQUILLE CASSÉE OU FENDILLÉE

- Stress durant la phase de calcification



ŒUF MAL FORMÉ

- Anomalie de fonctionnement de l'appareil reproducteur
- Maladies infectieuses : ND, BI, EDS, LTI
- Stress thermique
- Surpeuplement



ŒUF A COQUILLE ANNELÉE

- Stress
- Modification de la luminosité
- Maladies



ŒUF MAL FORMÉ

- Stress
- Modification de la luminosité
- Maladies

Source:
Alltech European bioscience centre



Annexes 04 : Tableaux des résultats obtenus

DATE: 06/04/2023

BATIMENT: A NOMBRE DES CEUFS MANIPULÉS : 99 NOMBRE DE CAISSE : 3

AGE :54 SEMAINES TAUX D'ECLOSION: 72% NORME :83,1%

CAISSE	TOTAL	RESULTAT %	NORME%
CEUFS CLAIRS	46	10,22	8
Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jour)	17	3,78	4,5
Mortalités embryonnaires moyenne (8- 14)jour	8	1,78	4
Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jour)	24	5,33	3
Problèmes de bêchage et moments d'éclosion (Précoce ou tardive)	3	0,67	1
Contamination	1	0,22	1

DATE: 13/04/2023

BATIMENT: A NOMBRE DES CEUFS MANIPULÉS : 98 NOMBRE DE CAISSE : 3

AGE :55 SEMAINES TAUX D'ECLOSION: 71% NORME :82,6%

CAISSE	TOTAL	RESULTAT %	NORME%
CEUFS CLAIRS	43	9,56	8
Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jour)	25	5,56	4,5
Mortalités embryonnaires moyenne (8- 14)jour	13	2,89	4
Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jour)	15	3,33	3
Contamination	2	0,44	1

DATE: 20/04/2023

BATIMENT: A NOMBRE DES CEUFS MANIPULÉS : 135 NOMBRE DE CAISSE : 3

AGE :56 SEMAINES TAUX D'ECLOSION: 70% NORME :82%

CAISSE	TOTAL	RESULTAT %	NORME%
CEUFS CLAIRS	67	14,89	8
Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jour)	17	3,78	4,5
Mortalités embryonnaires moyenne (8- 14)jour	19	4,22	4
Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jour)	26	5,78	3
Problèmes de bêchage et moments d'éclosion (Précoce ou tardive)	5	1,11	1
Contamination	1	0,22	1



DATE: 27/04/2023

BATIMENT: A

NOMBRE DES ŒUFS MANIPULÉS : 113

NOMBRE DE CAISSE :3

AGE :57 SEMAINES

TAUX D'ECLOSION: 71%

NORME :81,5%

CAISSE	TOTAL	RESULTAT %	NORME%
ŒUFS CLAIRS	55	12,22	8
Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jour)	13	2,89	4,5
Mortalités embryonnaires moyenne (8- 14)jour	7	1,56	4
Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jour)	18	4	3
Contamination	20	4,44	1

DATE: 04/05/2023

BATIMENT: A

NOMBRE DES ŒUFS MANIPULÉS : 118

NOMBRE DE CAISSE :3

AGE :58 SEMAINES

TAUX D'ECLOSION: 62%

NORME :81.0%

CAISSE	TOTAL	RESULTAT %	NORME%
ŒUFS CLAIRS	54	12	8
Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jour)	16	3,56	4,5
Mortalités embryonnaires moyenne (8- 14)jour	14	3,11	4
Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jour)	14	3,11	3
Contamination	20	4,44	1

DATE: 11/05/2023

BATIMENT: A

NOMBRE DES ŒUFS MANIPULÉS : 100

NOMBRE DE CAISSE :3

AGE :59 SEMAINES

TAUX D'ECLOSION: 75%

NORME :80,6%

CAISSE	TOTAL	RESULTAT %	NORME%
ŒUFS CLAIRS	56	12,44	8
Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jour)	8	1,78	4,5
Mortalités embryonnaires moyenne (8- 14)jour	11	2,44	4
Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jour)	6	1,33	3
Contamination	19	4,22	1



DATE: 18/05/2023

BATIMENT: A NOMBRE DES CEUFS MANIPULÉS : 92 NOMBRE DE CAISSE :3

AGE :60 SEMAINES TAUX D'ECLOSION: 73% NORME :80,1%

CAISSE	TOTAL	RESULTAT %	NORME%
CEUFS CLAIRS	42	9,33	8
Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jour)	17	3,78	4,5
Mortalités embryonnaires moyenne (8- 14)jour	9	2	4
Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jour)	11	2,44	3
Problèmes de bêchage et moments d'éclosion (Précoce ou tardive)	1	0,22	1
Contamination	12	2,67	1

DATE: 25/05/2023

BATIMENT: A NOMBRE DES CEUFS MANIPULÉS : 145 NOMBRE DE CAISSE :3

AGE :61 SEMAINES TAUX D'ECLOSION: 55% NORME :79,7%

CAISSE	TOTAL	RESULTAT %	NORME%
CEUFS CLAIRS	78	17,33	8
Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jour)	10	2,22	4,5
Mortalités embryonnaires moyenne (8- 14)jour	18	4	4
Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jour)	15	3,33	3
Problèmes de bêchage et moments d'éclosion (Précoce ou tardive)	1	0,22	1
Contamination	23	5,11	1

02/06/2023

BATIMENT: A NOMBRE DES CEUFS MANIPULÉS : 126 NOMBRE DE CAISSE :3

AGE :62 SEMAINES TAUX D'ECLOSION: 61% NORME :79,2%

CAISSE	TOTAL	RESULTAT %	NORME%
CEUFS CLAIRS	60	13,33	8
Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jour)	7	1,56	4,5
Mortalités embryonnaires moyenne (8- 14)jour	8	1,78	4
Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jour)	28	6,22	3
Contamination	23	5,11	1



DATE: 09/06/2023

BATIMENT: A NOMBRE DES CEUFS MANIPULÉS : 95 NOMBRE DE CAISSE :3

AGE :63 SEMAINES TAUX D'ECLOSION: 68% NORME :78,7%

CAISSE	TOTAL	RESULTAT %	NORME%
CEUFS CLAIRS	72	16	8
Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jour)	8	1,78	4,5
Mortalités embryonnaires moyenne (8- 14)jour	5	1,11	4
Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jour)	10	2,22	3



Annexes 05 : Paramètres calculés

- Œufs clairs :

$$\text{Taux des œufs clairs} = \frac{\text{Nombre des œufs clairs}}{450} \times 100$$

Exemple :

$$\text{Taux des œufs clairs} = \frac{46}{450} \times 100 = 10,22\%$$

- Mortalités embryonnaires précoces (1-7 jrs)

$$\text{Taux des mortalités embryonnaires précoces} = \frac{\text{Nombre des œufs à mortalité précoce}}{450} \times 100$$

Exemple :

$$\text{Taux des mortalités embryonnaires précoces} = \frac{17}{450} \times 100 = 3,78\%$$

- Mortalités embryonnaires tardives (15-19 jrs)

$$\text{Taux des mortalités embryonnaires tardives} = \frac{\text{Nombre des œufs à mortalité tardive}}{450} \times 100$$

Exemple :

$$\text{Taux des mortalités embryonnaires précoces} = \frac{24}{450} \times 100 = 5,33\%$$

- Œufs contaminés :

$$\text{Taux des œufs clairs} = \frac{\text{Nombre des œufs contaminés}}{450} \times 100$$

Exemple :

$$\text{Taux des œufs clairs} = \frac{1}{450} \times 100 = 0,22\%$$

Abstact

Introduction

White meats are the most widely produced and consumed meat worldwide(1). As a result, the world poultry market is growing steadily, by an estimated 2% to 3% a year (2).

In Algeria, the poultry sector has grown significantly since the 1980s, thanks to government development programmes(3).

It currently produces between 350 and 475 thousand tonnes of poultry meat and over 3 billion eggs a year. With around 20,000 farmers and 500,000 employees, it plays an essential role in providing a livelihood for 2 million people(4).

Breeding hens is a particularly demanding job in terms of technical skills and working hours, as the quality of the day-old chick depends to a large extent on the quality of the egg to be hatched. It is therefore important to ensure that every effort is made at every stage of the breeding process to guarantee optimum egg quality(5).

It is also necessary to ensure that the management of the OACs is carried out carefully in the rearing house and that transport is carried out under the best possible conditions(6).

Incubation of the eggs is an essential process to ensure good embryonic development and successful hatching of the hatching eggs. It can be carried out naturally, using an incubating hen, or artificially, using specialised incubators(7).

The hatchery is where artificial incubation takes place, and is made up of 02 sectors: the clean sector and the soiled sector, each made up of several rooms(8).

The clean sector includes the egg sorting room, the storage room for eggs to be preheated and incubated, and the dirty sector includes the hatchery, sorting, dispatch, washing and disinfection rooms(8).

In order to maintain a good level of health in the hatchery, the movement of eggs and people is done in a single pre-established direction from the "clean" sector to the "dirty" sector. This is the forward movement (8).

Placing the eggs in the hatchery requires control of the following parameters: egg position, temperature, humidity, aeration and turning(8).

Hatching failures can occur as a result of egg infertility and early or late embryonic mortality due to management problems in the rearing building or hatchery(9).

objective

The aim of our work is to determine the main causes of non-hatchability of OAC in a private hatchery in order to improve the hatching rate using the technique of breaking eggs at the end of the 21-day incubation period and analysing hatch debris.

Equipment

The experiment was carried out at a private Y hatchery in Taourga in the wilaya of Boumerdès. The hatchery has an instantaneous capacity of 691200 hatching eggs, with 12 incubators, each holding 57600 eggs, and 6 hatcher, each of which can hold up to 19200 eggs.

This hatchery is made up of several rooms arranged side by side, as follows:

Egg reception room, disinfection room, sorting room, incubation room, transfer room, hatching room, sorting and dispatch room.

Most of the work was carried out in the sorting and dispatch room, where we applied the breaking method to unhatched eggs remaining on 3 trays, using the following equipment:

- Unhatched eggs from breeding hens of the Cobb 500 strain, belonging to building A of private farm X. The parental age is between 54 and 63 weeks.
- Metal table
- Metal stick
- Hatcher boxes
- Cardboard trays
- Cardboard box
- Registration form

Method

To effectively identify the cause of losses in a monitored hatchery, we opted for the egg breaking method.

Breaking out eggs and analysing hatch debris is a technique that consists of opening unhatched eggs at the end of 21 days of incubation in order to determine the probable causes of hatch failure by analysing the various stages of embryonic mortality (10).

It is carried out in three stages, the first of which consists of preparing the samples and recording them on a data sheet.

The second consists of counting the chicks that have hatched, whether dead or alive, and the eggs that have not hatched.

During the third stage, the eggs are gently broken and the stage of embryonic mortality identified.

Results

At the monitored hatchery, hatching rates were low during the 10 weeks of our study, compared with the norm of 83.1% to 78.7%, varying between 55% and 75%. After analysing the data collected, we recorded high rates of infertility (between 9.33% and 17.33%) compared with a standard of 8% and early embryonic mortality (reaching 5.78%) compared with a standard value of 4.5% and late embryonic mortality (between 1.33% and 6.22%) compared with 3% indicated by the guide.

A contamination problem was also noted with a value of 5.11% of infected eggs found during 3 weeks of our monitoring.

Discussion

The high percentage of clear eggs (from 9.33% to 17.33%) in this farm exceeds the recommended standard of 8%. Possible causes are multifactorial, including performance influenced by genetics, age and breeding conditions. Inadequate practices such as incorrect male/female ratios, nutritional deficiencies, damp litter or sudden atmospheric variations can also contribute to egg infertility. A likely cause is the failure to replenish cockerels after the 45th week due to market availability problems. These findings have important economic implications, as a high percentage of clear eggs leads to losses. Appropriate prevention and management measures are therefore needed to remedy this situation (11),(12),(13),(14).

The early embryonic mortality rate is normal for 8 weeks, but increases from week 55 onwards, reaching 5.56% and then 5.78% at week 60. Possible causes of this increase, according to hatchery management guides Cobb, Hatchery signals and Aviagen, are inadequate or overly long egg storage, variations in temperature and humidity during incubation, poor ventilation, faulty egg turning, inappropriate egg treatment, high ground laying, nutritional problems (lack of vitamin E) and contamination by *Mycoplasma synoviae*, which weakens the eggshell. A temporary improvement was observed after antibiotic treatment, but there was then a relapse. The presence of *Mycoplasma synoviae* in breeding stock can lead to early embryonic mortality and eggshell fragility(15),(16),(17).

The percentages of late embryonic mortality vary between 3.33% and 6.22%, exceeding the expected norm of 3%. Possible causes include fungal or bacterial infections, prolonged egg storage, turning problems, variations in temperature and humidity during incubation, lack of ventilation, unfavourable environmental factors and nutritional deficiencies. Problems with shell quality, egg size and the presence of *Mycoplasma synoviae* in breeders can also contribute to mortality. Despite antibiotic treatment, relapse of *Mycoplasma synoviae* infection occurred, suggesting resistance or the presence of factors favouring persistence of infection. Additional measures, such as enhanced biosecurity protocols and the use of appropriate vaccines, are required to completely eliminate the infection and prevent further relapses (18), (14), (19),(20) .

Between 27/04/2023 and 02/06/2023, the percentage of contaminated eggs suddenly increased to 4.4%, than 5.11%, which is abnormal according to the Aviagen guide. Egg contamination can occur at various stages in the production process, due to inadequate hygiene practices, inappropriate storage conditions, biosecurity problems and contamination in the hatchery, as well as infections in breeding stock. Very thin or perforated eggshells can also contribute to contamination. According to the veterinarian, recontamination and a relapse in the health of the breeding flocks are at the root of this egg contamination (18),(14).

conclusion

The poultry industry plays a crucial role in the food supply, but is facing difficulties such as hatching problems, unstable market prices and economic losses. Analysis of hatching eggs from broiler breeders has revealed sub-standard hatching rates, accompanied by an increase in clear eggs, early and late embryonic mortality and contaminated eggs. These problems can be caused by incubation errors, unfavourable environmental conditions, genetic problems or infections. To improve hatching rates and optimise poultry production, further research is needed to better understand these specific problems and to put in place effective prevention strategies.

Recommendations

To improve the hatching rate in the poultry industry, recommendations are made, including strengthening biosecurity practices, controlling the quality of hatching eggs, closely monitoring incubation conditions, organising training sessions for staff, promoting the use of the egg breaking technique to analyse the causes of hatching failures, introducing monitoring and data collection software, strengthening collaboration between veterinarians

and encouraging partnerships. By following these recommendations, it is possible to improve the productivity and sustainability of the poultry industry.

Bibliographic references

1. **Magdelaine P.** Production, consommation et échanges de viandes de volailles, dans le monde [en ligne]. février 2021. consulté le [04/23]. disponible sur https://www.academieagriculture.fr/sites/default/files/publications/encyclopedie/final_1_0.05.q03_marches_viande_volaille.pdf
2. **Coudurier B, Blesbois E.** Filière volailles de chair. Analyse des voies de progrès en agriculture conventionnelle. Ed. INRA (France), 2014. 16p.
3. **HAOUA Z, MOHAMED M O.** Vers des Bâtiments Intelligents pour l'élevage de volailles [Mémoire]. Blida (Algérie) : Faculté des Sciences Département d'Informatique, Université Saâd Dahlab Blida 1 ; 2019. 93 p.
4. **Alloui N.** SITUATION ACTUELLE ET PERSPECTIVES DE MODERNISATION DE LA FILIERE AVICOLE EN ALGERIE. Communication au : Neuvièmes Journées de la Recherche Avicole; 29-30 mars 2011; Tours (France). INRA. 2013 ; 2 : 234-6.
5. **Anonymous.** Complexe-avicole, poules-reproductrices -caspm.dz [En ligne]. 2018. [Consulté le 6 Juin 2023]. Disponible : <https://caspm.dz/complexe-avicole/poules-reproductricesdddd3x3>
6. **Anonymous.** TECHNIQUES DE CONDUITE DES ELEVAGES DE REPRODUCTRICES ET REPRODUCTEURS [En ligne]. [Consulté le 4 juin 2023]. Disponible : https://www.fellah-trade.com/ressources/pdf/Elevage_poules_reproduction.pdf
7. **AZEROUL E.** Aviculture au Maroc [En ligne]. Juillet 2020. [Consulté le 19 avril 2023]. Disponible : <https://www.avicultureaumaroc.com/couvoir.html>
8. **De Lang G.** Good hygiene a must for the modern hatchery. World Poult. 2011;26(10):18-20.
9. **ALOUACH B, BECHELAGHEM Z.** Fonctionnement d'un couvoir avicole « poussin chair » [Mémoire]. Tiaret (Algérie) : Institut des Sciences Vétérinaires, Université Ibn Khaldoun ; 2017. 82 p.
10. **Anonymous.** Hatch day and breakout analysis [En ligne]. 2021. [Consulté le 06 Juin 2023]. Disponible sur: <https://en.engormix.com/poultry-industry/articles/hatch-day-breakout-analysis-t43159.htm>

-
- 11. Anonymous.** Hatchery-Guide-Layout-R4-min.pdf [En ligne]. 20 Octobre 2020. [Consulté le 19 Janvier 2023]. Disponible sur: <https://www.cobb-vantress.com/assets/Cobb-Files/6427713bdc/Hatchery-Guide-Layout-R4-min.pdf>
- 12. Anonymous.** Cobb500-Fast-Feather-Breeder-Management-Supp[Enligne]. 01Septembre 2020. [Consulté le 20 Janvier 2023]. Disponible sur: <https://www.cobb-vantress.com/assets/Cobb-Files/ee01ed4ae3/Cobb500-Fast-Feather-Breeder-Management-Supplement-French.pdf>
- 13. SAEID J M, DE REVIER M.** Effet du rationnement alimentaire protéique sur le développement testiculaire et la production des spermatozoïdes chez le souche «chairs ».Fertilité et alimentation des volailles. INRA,1981. p . 155-166.
- 14. Aviagen.** How to break out and analyse hatch debris [En ligne].25 Juin 2013. [Consulté le 05 Mai 2023]. Disponible sur: <http://en.aviagen.com/assets/Tech Center/BB Resources Tools/Hatchery How Tos/05HowTo5-BreakOutandAnalyseHatchDebris.pdf>
- 15. Villat.** Maladie des volailles. (France) : France agricole ; 2001. p. 318-324
- 16. SAUVEUR B.** Reproduction des volailles et production d'œufs. Paris (France) : INRA, 1988.450p.
- 17. ITAVI.** La production d'œufs de consommation en climat chaud. doc. ITAVI: 2002 116p.
- 18. Lourens S, Holleman J, Schie T.** Hatchery signals, A practical guide to improving hatching results Author. Zutphen (the Netherlands): Roodbont Publishers B.V;2021. 200p.
- 19. Mauldin, J M.** Breakout analyses guide for hatcheries. [En ligne].09 Aout 2018. [Consulté le 25 juin 2023]. Disponible sur: <http://ugakr.lib.uga.edu>.
- 20. Rifkhan M H M , Gamlath G , Adikari A M J B.** Effect of Broiler Breeder's Age on Incubation and Chick Quality Parameters. Inter J. Livestock. Res.2016; 6(10): 19-26.

SIDI MAMMAR Melissa Maria

TAOUCHE Naima

Université de Blida- 1 / Institut des Sciences Vétérinaires

Promoteur : Dr. AIT BELKACEM A

Co-Promoteur :Dr AMEZIANE S.

Suivi des œufs à couver des reproducteurs de poulet de chair

Résumé :

La rentabilité de l'élevage des reproducteurs est étroitement liée aux taux de production des œufs à couver et de l'éclosabilité de ces derniers.

L'objectif de ce travail est de déterminer les facteurs qui peuvent influencer le taux d'éclosion des OAC, entre autres les infertilités et les mortalités embryonnaires à tout stade de développement.

Notre étude a été réalisée au niveau d'un couvoir sur des œufs non éclos après 21 jours d'incubation ; restant sur 3 plateaux de 150 œufs par plateaux pour chaque date .tous les œufs sont issus de la même souche Cobb500 ,de la même bande et d'un même bâtiment d'élevage.

Ce travail a duré plusieurs semaines, pendant lesquels, il a été constaté que les taux d'éclosions variant entre 55% et 75%, étaient bas comparativement à la norme de 78,7% à 83,1%,. Après analyse des données collectées nous avons enregistré des taux importants d'infertilités (entre 9,33% et 17,33%) contre une norme de 8 % tandis que les mortalités embryonnaires précoces atteignent 5,78% pour une valeur norme de 4.5 % et les mortalités tardives varient 1,33% et 6,22% par rapport à la valeur de référence indiquée par le guide (3%).

Un problème de contamination a été également relevé avec une valeur de 5,11% d'œufs infectés dépassant clairement la limite de 1 % et ceci pendant 3 semaines de notre suivi .

Les résultats obtenus ont permis de mettre en évidence l'importance du respect des règles d'élevage et d'incubation afin l'optimiser les bénéfices et de minimiser les pertes.

Mots clés : Reproducteurs chair , Infertilités des OAC , couvoir, taux d'éclosions.