



Institut des Sciences  
Vétérinaires- Blida

Université Saad  
Dahlab - Blida 1-



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du  
**Diplôme de Docteur Vétérinaire**

Thème :

**la gérance d'un couvoire  
Hatechry managment**

Présenté par :

**BELKACEM AYMEN & BENSALÉM ABDELHAMID**

Soutenu le 13 juin 2020

Devant le jury :

<b>Président(e) :</b>	<b>BELABDI. I</b>	<b>MCB</b>	<b>ISV-Blida 1</b>
<b>Examineur :</b>	<b>SALHI. O</b>	<b>MCB</b>	<b>ISV-Blida 1</b>
<b>Promoteur :</b>	<b>BESBACI. M</b>	<b>MCB</b>	<b>ISV-Blida 1</b>

**Année: 2019-2020**

# Remerciment

On remercie dieu le tout puissant de nous avoir donné la force, Le courage et la patience pour pouvoir accomplir ce modeste travail.

On commence par exprimer notre profonde reconnaissance et nos vifs remerciements à notre promoteur Mr Besbaci mrassim qui nous a fait l'honneur d'avoir veillé et dirigé ce travail par ses conseils pertinents, ses aides précieuse et chaleureuses. Qu'elle trouve ici nos sentiments de reconnaissance.

Nos vifs remerciements vont également à notre directrice Mme Kebour Djamila, pour son aide, son encouragement et conseils.

# Dédicace

Je dédie ce modeste travail à :

A mes parents. Aucun hommage ne pourrait être à la hauteur de amour dont ils cessent de me combler.

Que dieu leur procure la bonne santé et longue vie.

A toute ma famille, mes amis, à mon binôme bien sûre.

Et à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin pour que ce projet soit possible, je vous dis

merci.

## Liste des abréviations :

**ADH** : arginine-dihydrolase.

**Ag** : antigène.

**APEC** : avian pathogenic *Escherichia coli*.

**H<sub>2</sub>S** : sulfure d'hydrogène. **LDC**

: lysine-décarboxylase. **OAC** :

œuf à couver.

**ODC** : ornithine-décarboxylase.

**ONPG** : orthonitrophényl-B-D-galactopyranoside.

**RM** : rouge de méthyle.

**S** : salmonella.

**SFB** : Sélénite-cystéine.

**TDA** : désaminases du tryptophane et de la phénylalanine.

**TSE** : eau tryptone sel. **UPC**

: unité poulet de chair. **UV** :

ultraviolet.

**VP** : Vosges-Proskauer.

## Liste des tableaux

<b>Tableau 01</b> : conséquences de non respect de la norme température .....	9
<b>Tableau 02</b> : Effet du retournement sur le taux d'éclosion .....	10
<b>Tableau 03</b> : conséquences de non respect de la norme humidité .....	10
<b>Tableau 04</b> : la température et l'humidité au cours d'éclosion .....	11
<b>Tableau 05</b> : les taux d'éclosion d'Hubbard Classique .....	20
<b>Tableau 06</b> : la recherche de la salmonella dans les échantillons .....	29
<b>Tableau 07</b> : l'étude biochimique pour les colonies bleu-vert à centre noir et les colonies vertes .....	31

## Liste des figures

<b>Figure 01</b> : La représentation d'un couvoir .....	6
<b>Figure 02</b> : les points de prélèvement dans le centre d'élevage.....	21
<b>Figure 03</b> : les points de prélèvement dans le couvoir .....	22
<b>Figure 04</b> : les étapes de recherche de la salmonelle .....	23
<b>Figure05</b> : l'acheminement des OAC.....	26
<b>Figure 06 (A)</b> : Chariot munis de plateaux des œufs .....	27
<b>Figure 07 (B)</b> : Ventouse d'aspiration... ..	27
<b>Figure 08</b> : Macroscopie des bactéries des fientes dans la gélose d'Hékton.....	30
<b>Figure 09</b> : Macroscopie des bactéries de la litière dans la gélose d'Hekoen .....	30
<b>Figure 10</b> : L'étude biochimique pour la colonie bleu-verte à centre noir .....	31
<b>Figure 11</b> : L'étude biochimique pour la colonie verte .....	31
<b>Figure12</b> : le suivi des résultats de l'éclosion... ..	32

## Sommaire :

Liste abréviation	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Resumé	
<b>Introduction générale .....</b>	<b>1</b>

## Chapitre I

<b>I. Incubation commerciale .....</b>	<b>3</b>
1.1. Historique .....	3
1.1. Implantation du couvoir et sa gestion hygiénique .....	3
1.1.1. Implantation et la conception de l'établissement.....	3
1.1.2. Hygiène générale du couvoir .....	4
1.1.3. Agencement du couvoir.....	4
1.1.3.1. Salle de réception.....	4
1.1.3.2. Salle d'incubation .....	5
1.1.3.3. Salle de mirage et de transfert.....	5
1.1.3.4. Salle d'éclosion... ..	5
1.1.3.5. Salle d'expédition... ..	6
1.1.3.6. Installations destinées au personnel.....	6
1.1.3.7. Autres installations.....	6
1.2. Germes à surveiller en couvoir.....	7
1.3. L'œuf à couvrir .....	7
1.5.1. La poulette reproductrice .....	7
1.5.2. Caractéristique de l'œuf à couvrir.....	7
1.5.3. Tri des œufs à couvrir.....	8
1.3. Le préchauffage .....	8
1.4. Paramètre de l'incubation.....	9
1.4.1. Température .....	9

1.4.2. Le retournement des œufs .....	10
1.4.3.L'humidité .....	10
1.4.4.Ventilation.....	10
1.5. Transfert .....	11
1.6. Eclosion .....	11
1.7. La désinfection du l'œuf à couvrir .....	11

## Chapitr II

<b>2. Dangers microbiologiques .....</b>	<b>13</b>
2.1. La bactériologie aviaire.....	13
2.1.1. Généralité. ....	13
2.2. Infections transmises par l'œuf.....	13
2.2.1. Microbisme de la coquille .....	14
2.3. Germes pathogènes.....	14
2.3.1. Salmonelles .....	14
2.3.1.1. La structure antigénique.....	14
2.3.1.2. Classification .....	15
2.3.1.3.caractères biochimiques .....	15
2.3.1.4. Mode de transmission.....	15
2.3.1.5. Pouvoir pathogène .....	16
2.3.1.6. Clinique.....	16
2.3.1.6.1. Salmonellose infection.....	16
2.3.1.6.2. Salmonellose maladie.....	16
2.3.1.7. Diagnostic .....	17
2.3.1.8. Contrôle des salmonelles dans les couvoirs et œufs à couvrir .....	17
2.3.2. Autres bactéries pathogènes dans le couvoir.....	17
2.3.2.1. Les colibacilles.....	17
2.3.2.1.1. <i>Escherichia coli</i> .....	18
2. 3.2.1.2. Mode de transmission.....	18
2.3.2.2. Les mycoplasmes .....	18
2.4. Les germes opportunistes .....	19
2.4.1. Les staphylococcies .....	19

2.4.2. Pseudomonas aeruginosa .....	19
-------------------------------------	----

***Résultats et discussion***

<b>1. La recherche de la salmonelle.....</b>	<b>29</b>
1.1. Etude macroscopique.....	29
1.2. Etude biochimique.....	30
<b>2. Le suivi des œufs à couver dans le couvoir.....</b>	<b>31</b>
2.1. Le taux d'éclosion.....	32
<b>3. C Discussion générale .....</b>	<b>33</b>
<b>4. Conclusion générale .....</b>	<b>34</b>
<b>5. Références bibliographiques .....</b>	<b>35</b>

Annexes

## Résumé

A partir de cette étude est les résultats obtenus on constate que le couvoir respecte les normes d'hygiène car dans les analyses bactériologique il ya aucune présences d'une suspension de la salmonelle dans le centre d'élevage de la poulette reproductrice et dans le couvoir juste quelques germes opportunistes (Citrobacter, Enterobacter, proteus volgarus, proteus mirabilis).

Donc la barrière sanitaire de couvoir et de centre d'élevage est respectée donc la qualité des œufs n'influence pas le taux d'éclosion.

Pour les résultats de suivi des OAC nous avons trouvé une augmentation dans le taux d'éclosion (66,66%) mais toujours inférieur par rapport à la norme (84,66%). Alors Cette chute dans le taux d'éclosion est à cause de nombre d'effectif du male (4766) qui est inférieure par rapport au femelle (32387) cela peut donner des œufs non fécondé.

Aussi il ya un manque de l'appareil de mirage dans le couvoir, il est important du mirer des œufs entre 7ème et 12ème jours d'incubation cela va permettre d'identifié les œufs fertile et infertile pour augmenter le taux d'éclosion.

L'hors de cette étude, nos observation indiquent bien que la désinfection et conduit hygiénique au sein du centre d'élevage et le couvoir est à la norme.

Nous n'avons pas trouvé des salmonelles et aucun d'autres germe pathogène sauf que des germes opportunistes (Enterobacter, Proteus Vulgaris, Citrobacter) dans la litière et l'absence de la flore microbienne dans le couvoir. Ces résultats indiquent que les personnels du couvoir et du centre d'élevage maitrisent les conditions d'hygiène.

Malgré que les normes sanitaire sont respecté il ya toujours une chute dans le taux d'éclosion par rapport à la norme, cette chute est à cause de le nombre d'effectif du male qui est inférieur par rapport au femelle et encore l'absence de la technique du mirage. Cette technique est une technique plus importante lors d'incubation entre 7 et 12 jours et dans le transfert des OAC pour identifier les œufs fertiles et infertiles et les œufs qui contenant des embryons morts très précocement.

En conclusion la barrière sanitaire dans cette unité accouaison et le bâtiment 04 est respectée, on suggère une augmentation d'effectif des males également aux femelles dans le bâtiment 04 et la disponibilité de l'appareil de mirage dans le couvoir.

Mots clés : les OAC, unité de couvaision, centre d'élevage, le taux d'éclosion, la salmonelle, appareil du mirage, la barrière sanitaire.

## summary

From this study and the results obtained, it can be seen that the hatchery respects hygiene standards because in bacteriological analyzes there is no presence of a suspension of salmonella in the breeding center of the breeding pullets and in the hatchery. just a few opportunistic germs (Citrobacter, Enterobacter, proteus vulgarus, proteus mirabilis). So the hatchery and breeding center health barrier is respected, so the quality of the eggs does not influence the hatching rate.

For OAC monitoring results we found an increase in the hatching rate (66.66%) but still lower than the standard (84.66%). So this drop in the hatching rate is because of the number of males (4766) which is lower compared to the female (32387) it can give unfertilized eggs.

Also there is a lack of the candling device in the hatchery, it is important to candle the eggs between 7th and 12th days of incubation this will allow to identify the fertile and infertile eggs to increase the hatching rate.

Outside of this study, our observations clearly indicate that disinfection and hygienic ducts within the breeding center and the hatchery are the norm.

We did not find salmonella and no other pathogenic germs except opportunistic germs (Enterobacter, Proteus Vulgaris, Citrobacter) in the litter and the absence of microbial flora in the hatchery. These results indicate that hatchery and animal husbandry personnel are in control of hygienic conditions.

Although the sanitary standards are respected there is always a fall in the rate of hatching compared to the norm, this fall is because of the number of manpower which is lower compared to the female and still the absence of the mirage technique. This technique is a more important technique during incubation between 7 and 12 days and in the transfer of OACs to identify fertile and infertile eggs and eggs that contain embryos that died very early.

In conclusion, the sanitary barrier in this hatching unit and building 04 is respected, we suggest an increase in the number of males also for females in building 04 and the availability of the candling device in the hatchery.

Keywords: OAC, brooding unit, breeding center, hatching rate, salmonella, mirage device, the health barrier.

## ملخص

من هذه الدراسة والنتائج التي تم الحصول عليها نرى أن المفرخات تحترم معايير النظافة لأنه في التحاليل البكتريولوجية لا يوجد تعليق للسالمونيلا في مركز تكاثر سلالات التكاثر وفي المفرخات فقط عدد قليل من الجراثيم الانتهازية (Citrobacter ، Enterobacter ، proteinus vulgarus ، proteinus mirabilis).

لذلك يتم احترام الحاجز الصحي لمركز التفتيش والتكاثر ، وبالتالي فإن جودة البيض لا تؤثر على معدل الفقس وجدنا زيادة في معدل الفقس (66.66%) ولكن لا يزال أقل من المعدل (84.66%). لذا فإن OAC بالنسبة لنتائج مراقبة هذا الانخفاض في معدل الفقس يرجع إلى عدد الذكور (4766) وهو أقل مقارنة بالإناث (32387) التي يمكن أن تعطي بيضًا غير مخصب.

كما أن هناك نقص في جهاز الشمع في المفرخ ، فمن المهم شموع البيض بين اليومين السابع والثاني عشر من الحضانة. وهذا سيسمح بتحديد البيض الخصيب والعمق لزيادة معدل الفقس. خارج هذه الدراسة ، تشير ملاحظتنا بوضوح إلى أن التطهير والقنوات الصحية داخل مركز التكاثر والتفريخ هي القاعدة.

، (Enterobacter ، Proteus Vulgaris) لم نجد السالمونيلا ولا جراثيم ممرضة أخرى باستثناء الجراثيم الانتهازية في القمامة وغياب النباتات الميكروبية في المفرخات. تشير هذه النتائج إلى أن المفرخات وتربية (Citrobacter) الحيوانات تتحكم في ظروف النظافة.

على الرغم من احترام المعايير الصحية ، هناك دائمًا انخفاض في معدل الفقس مقارنة بالقاعدة ، إلا أن هذا الانخفاض يرجع إلى انخفاض عدد الأيدي العاملة مقارنة بالإناث ولا يزال غياب تقنية السراب. هذه التقنية هي تقنية أكثر أهمية أثناء لتحديد البيض الخصبة والعمق والبيض الذي يحتوي على أجنة ماتت مبكرًا OACs الحضانة بين 7 و 12 يومًا وفي نقل جدًا.

في الختام ، يحترم الحاجز الصحي في وحدة التفتيش والمبنى 04 هذا ، نقترح زيادة عدد الذكور للإناث أيضًا في المبنى 04. وتوافر جهاز الشمع في المفرخ.

عبارة عن بيضة مخصبة ينتجها مربيون صحيون ويلبها حضانة تجارية في المفرخة بمعدل أعلى (OAC) بيضة التفتيش عمومًا من 84.66%. لوحظ انخفاض مثير للقلق (52.38%) في مبنى 04 ، في مفرخ سبا موسستاني عين النويسي. وقد يرجع هذا الانخفاض إلى التلوث البكتيري ، في مبدلات التكاثر ، وضعف المراقبة الصحية على المستوى. من المبنى رقم 04. أو مفرخ

تهدف هذه الدراسة إلى تقييم فعالية احترام معايير النظافة في مركز التكاثر وفي وحدة تحضين فروج اللحم وتدابير. على الجودة الميكروبيولوجية لبيض التفتيش وكذلك على معدل الفقس.

وسطح وحدة OAC أجريت التحاليل البكتريولوجية (البحث عن السالمونيلا) على عينات من سطح مركز التكاثر ، و التفتيش ومراقبة البيض في المفرخة للكشف عن الأخطار التي يمكن التأثير على معدل الفقس

، وحدة الحضنة ، مركز التكاثر ، معدل الفقس ، OAC :الكلمات الرئيسية

، السالمونيلا ، جهاز السراب ، الحاجز الصحي

## Introduction générale

Le potentiel de production avicole en termes de capacités annuelles existantes se présente comme suite : Dans la filière chair la production des œufs à couver chair est  $175 \times 10^6$  d'unités et des poussins chair  $113 \times 10^6$  de sujets et la production du poulet chair vifs est  $14 \times 10^6$ .

Cependant, les pratiques d'aviculture et la filière chair notamment reste fragile et accuse un retard technologique considérable par rapport aux pays industrialisés, ceci retentit non seulement sur la productivité des ateliers avicoles. En effet, la problématique de la filière chair sur le plan sanitaire reste toujours tributaire des conditions de l'hygiène durant tous les segments de la filière.

Le couvoir est le point central de toutes les exploitations intégrées de poulets de chair.

Comme tous les poussins passent par cet endroit, il est le lieu par excellence où les agents pathogènes peuvent se transmettre et atteindre tous les poulaillers de l'exploitation. Dans cette optique, nous nous sommes fixés comme objectifs de l'étude, la qualité de l'œuf à couver et sont influence sur le taux d'éclosion dans la région de Mostaganem.

On est passé par plusieurs étapes pour effectués cette étude parmi c'est étapes le suivi sanitaire des œufs à couver depuis le centre d'élevage de la poulette reproductrice jusqu'au couvoir ou se faite l'incubation artificielle c'est une technique permettant des gains de productivité de l'incubation/éclosion des poussins.

A travers ce travail, nous nous sommes intéressés dans un premier temps à apporter les connaissances bibliographique concernant l'incubation commerciale pour les œufs à couver avec ces paramètres d'incubation (1<sup>ier</sup> Chapitre) qui accompagne les dangers microbiologiques sur la qualité des œufs à couver et son influence sur le taux d'éclosion (2<sup>ème</sup> Chapitre).

Par la suite ( partie pratique) , on s'est penché à l'évaluation de l'efficacité des mesures d'hygiène sur la qualité microbiologique de l'œuf à couver par des analyses bactériologique (la recherche du *Salmonella* ) et le suivi des OAC dans le couvoir.

Pour cela 150 œufs identifiés du bâtiment 04 ont été suivi dans le couvoir avec d'autres prélèvements pour les analyses bactériologiques sur la surface du bâtiment 04.

## **1. Incubation commerciale**

C'est une technique permettant des gains de productivité de l'incubation/éclosion des poussins. Les machines neuves sont réglées pour une humidité et une température constante. L'utilisation d'eau chaude permet jusqu'à 50% d'économies d'électricité (**Nau et al., 2010**).

### **1.1. Historique**

Bien que la couvaison soit un comportement naturel et ait assuré la reproduction de l'espèce pendant longtemps, aujourd'hui, les reproductrices de variétés destinées à la production d'œufs de consommation sont pratiquement incapables de couvrir.

La sélection intense qui a été réalisée pour un taux de ponte élevé a entraîné une très forte réduction de la capacité de couvaison, celle-ci provoquant l'arrêt de la ponte.

Vers -400 avant J-C, Aristote décrivait la méthode de l'incubation artificielle par les égyptiens qui furent avec les chinois, les premiers à la pratiquer.

En France, les premiers essais ont été réalisés vers 1730 par Réaumur. La méthode consistait alors à mettre les œufs à couvrir à l'intérieur d'un tas de fumier de cheval en fermentation copiant en cela la pratique des mégapodes, oiseaux sauvages qui enterrent leurs œufs et les recouvrent de végétaux en décomposition.

Vers 1930, les premières couveuses artificielles fonctionnaient au pétrole. Vers 1960, les premiers incubateurs électriques apparaissent ; ils contiennent quelques centaines d'œufs. Aujourd'hui, les capacités des incubateurs de 2 à 3 millions d'œufs. Ces couvoirs sont climatisés et régulés par ordinateur et de nombreuses tâches y sont automatisées. (**Nau et al., 2010**).

## **1.2. Implantation du couvoir et sa gestion hygiénique**

### **1.2.1. Implantation et la conception de l'établissement**

Implantation d'un couvoir doit être située dans une zone assez éloignée de toutes les installations d'élevage et d'abattage de volailles. Cette précaution vise à assurer une coupure dans la transmission éventuelle de problèmes sanitaires.

Le couvoir et le point de rencontre d'une quantité importante d'œufs provenant de fermes, de poulaillers et d'animaux d'âge différents. Les statuts sanitaires de ces diverses entités sont souvent variés. Les circuits doivent être conçus de façon approfondie afin d'éliminer les différents vecteurs de contaminations possibles.

Le couvoir est conçu en salles séparées et est constitué de deux zones différentes. La zone « propre » comprend toutes les activités concernant les œufs, de la réception aux incubateurs. La zone « sale » inclut l'éclosion et le stockage des poussins. Le passage d'une zone à l'autre ne doit être possible que de la zone propre vers la zone sale. Cela implique une affectation du personnel à une zone particulière pour des périodes de travail longues (minimum une journée).

La conception du couvoir est très importante. Elle doit intégrer un certain nombre de contraintes et être étudiée très rigoureusement afin de pouvoir produire un poussin d'excellente qualité. Elle doit aussi permettre de le gérer de façon efficace et moindre cout. Les éléments à prendre en compte sont sa taille et sa localisation, l'organisation des circuits pour les œufs et les poussins, pour le personnel et les fluides. La taille habituelle des livraisons conditionnera la taille des différentes pièces. Il est judicieux de prévoir une extension possible du couvoir au cours du temps (**Thornton, 2011**).

### **1.2.2. Hygiène générale du couvoir**

La contamination du couvoir se fait toujours par des vecteurs (principalement par les œufs et le personnel). Des normes d'hygiène doivent être respectées :

- 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 seront appliqués à l'œuf, au personnel, à la conception du couvoir, à l'utilisation du matériel, de l'eau, de l'air et pour des contrôles appropriés vérifieront leur bonne application (**Reijrink, 2010**).

### **1.2.3. Agencement du couvoir**

#### **1.2.3.1. Salle de réceptions**

La salle de réception est la zone d'entrée des œufs dans le couvoir. Elle reçoit des œufs arrivant des élevages de reproducteurs, qui peuvent avoir été ramassés sur des alvéoles ou directement conditionnés sur les plateaux d'incubation. Cette pièce est munie d'un sas permettant la désinfection des œufs, qui ont déjà subi cette opération à l'élevage, juste après leur ramassage. Ils passent ensuite en salle de stockage, dans l'attente de leur

utilisation. Préalablement à leur mise en incubation, les œufs font l'objet d'un tri complémentaire.

La gestion du stocke d'œufs en fonction des demandes de poussins est une tâche importante pour la rentabilité du couvoir. Pour préserver la qualité sanitaire des poussins, il est souhaitable d'éviter de mélanger des œufs provenant de troupeaux différents, tout en assurant la livraison du nombre de poussins demandés. Par conséquent, l'utilisation d'œufs stockés pendant des périodes plus ou moins longues peut être nécessaire. Mais cela diminue le taux d'éclosion (**Thornton, 2011**).

#### **1.2.3.2. Salle d'incubation**

Le développement du poussin se déroule sur une période de 18 jours en incubateurs.

Il existe deux modes d'incubation :

- Incubation en chargement unique : tous les œufs sont mise en place simultanément dans un incubateur vide.
- Incubation en chargement multiple : une partie des œufs (fréquemment un tiers) est mise en place alors que la même quantité est transférée en éclosoir.

Pour des raisons sanitaires, l'incubation en chargement unique tend à être la règle, bien qu'elle soit techniquement plus difficile à conduire. Il est fréquent que le couvoir dispose de plusieurs salles d'incubation pour optimiser se gestion (**Nau et al., 2010**).

#### **1.2.3.3. Salle de mirage et de transfert**

Classiquement après 18 jours d'incubation, les œufs contenant des embryons vivants sont transférés de casiers adaptés à l'incubation sur des casiers adaptés à l'éclosion.

Cette opération au lieu en salle de mirage et de transfert. La détection des œufs non fécondés ou des embryons morts est réalisée par mirage. Actuellement dans les couvoirs de taille importante, des machines de mirages et de transfert automatiques effectuent ces opérations (**Thornton ., 2011**).

#### **1.2.3.4. salle d'éclosion**

Les poussins finissent leur développement en éclosoir. Pour des raisons d'hygiène, il est recommandé que le couvoir dispose de plusieurs salles d'éclosion : une par journée d'éclosion. Ceci permet de réaliser un nettoyage, une désinfection, vide sanitaire régulier des machines et des salles après la sortie des poussins (**Nau et al., 2010**).

**1.2.3.5. Salle d'expédition**

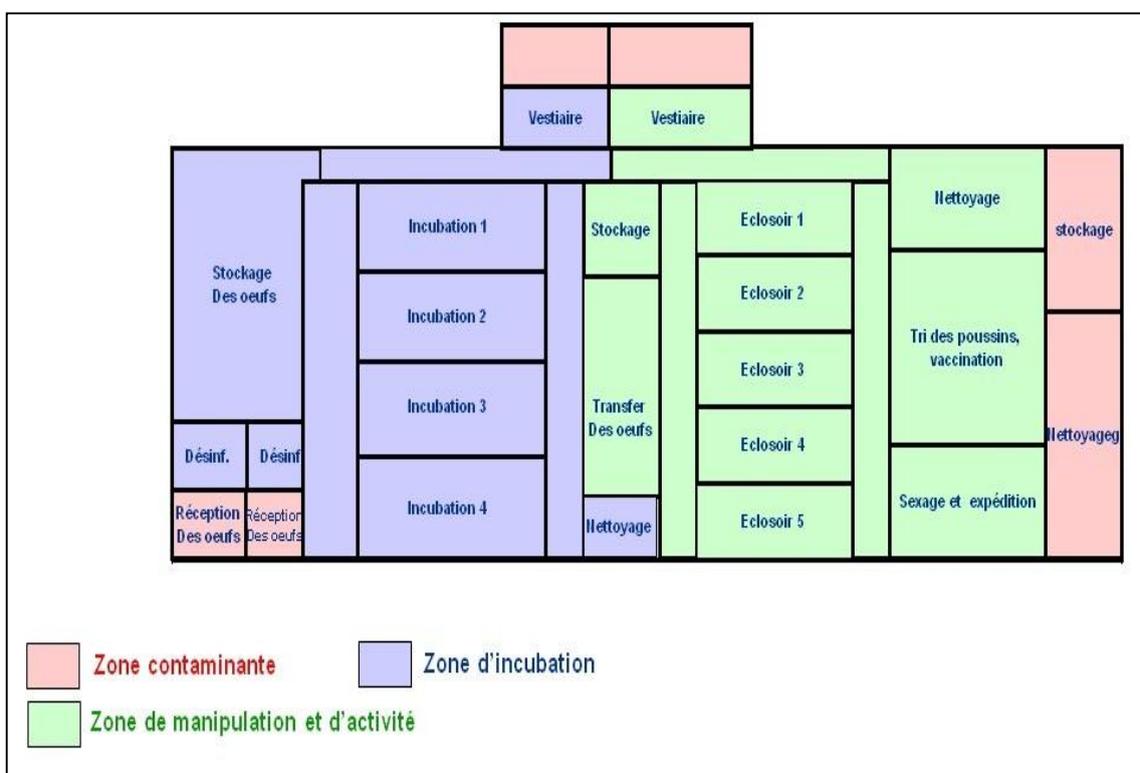
Une fois éclos, les poussins sont préparés pour être expédiés vers les élevages. Après le tri et l'élimination des individus non conformes, les poussins sont sexés vaccinés et éventuellement épointés (Nau et al., 2010).

**1.2.3.6. Installations destinées au personnel**

Le personnel est une source potentielle majeure de contamination. C'est pourquoi son entrée dans le couvoir se fait par l'intermédiaire de douches. Des vêtements de travail de couleur différents sont affectés aux différentes zones du couvoir, permettant de repérer d'éventuelles erreurs de cheminement dans le couvoir (Guinbert, 2004).

**1.2.3.7. Autres installations**

Une salle affectée au stockage de divers matériels tels que les boites d'expéditions, les papiers de fonds de boites ... est indispensable. Une laverie peut être présente a fin de nettoyer les vêtements de travail. Un groupe électrogène permet de pallier les coupures éventuelles de fourniture électrique(Figure01) (Nau et al., 2010).



**Figure 01 : représentation d'un couvoir (Guinbert, 2004).**

---

### **1.3. Germes à surveiller en couvoir**

Il excite plusieurs germes pathogènes et opportunistes dans le couvoir parmi ces germes pathogène on a *Salmonella*, les *Colibacilles* et les *Mycoplasmes* et parmi les germes opportuniste on a *Pseudomonas*, *Staphylocoque* et *Citrobacter* (Villat., 2001).

### **1.4. L'œuf à couvrir**

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 sont mis en place pour garantir une qualité optimale des œufs.

#### **1.4.1. La poulette reproductrice**

La souche Hubbard CLASSIC est sans doute le produit standard le plus équilibré et le plus polyvalent du point de vue des performances de la parentale et du poulet de chair.

Les principales qualités du poulet de chair Hubbard CLASSIC résident dans une croissance initiale forte couplée à un très bon indice de conversion. Sa rusticité et son adaptabilité s'observent en toutes conditions de températures et de présentation d'aliment. L'ensemble de ces avantages lui permettent d'obtenir les meilleurs prix de revient sur les marchés de ventes en vif

Excellente reproductrice, la femelle Hubbard CLASSIC produit en moyenne 148 poussins en 64 semaines. Sa capacité à s'adapter à tout environnement en fait un produit idéal aussi bien pour les zones tempérées que tropicales où elle creuse particulièrement l'écart avec ses concurrentes (Velthuis *et al.*, 2008).

#### **1.4.2. Caractéristique de l'œuf à couvrir**

Dans la filière chair, l'œuf, d'une manière générale et l'œuf à couvrir en particulier, est un œuf fécond produit par des reproducteurs sains, ayant une maturité sexuelle correcte conditionnée par de très bonnes conditions d'élevage et spécialement une très bonne adaptation du programme lumineux.

---

L'œuf produit, dès la vingt sixième semaine d'âge, d'une caractéristique nuancée par l'espèce d'oiseau, par la souche (du blanc au blanc légèrement teinté et jusqu'au foncé extra roux), d'un poids variable (50- 65 grammes) en fonction non seulement de la souche mais aussi de l'âge de la poule

Les dimensions moyennes sont de huit centimètres de long et de cinquante cinq millimètres de diamètre. Il existe une corrélation positive entre la taille de l'œuf et une supplémentation alimentaire. Cette taille des œufs peut avoir une influence sur les

performances des progénitures (**Yalcin *et al.*, 2007**).

### **Constituants de l'œuf et facteurs de variation.**

La composition en macro-constituants de l'œuf (eau, protéines et acides aminés, lipides totaux et macro-minéraux) est peu dépendante de l'ingéré alimentaire. À l'inverse les oligo-éléments minéraux et vitaminiques, et les acides gras des lipides, varient en fonction de la nature des aliments ingérés.

Ainsi, alors qu'une situation de carence nutritionnelle pourra entraîner une altération de la quantité de macro-constituants déposés dans l'œuf, une alimentation trop riche en protéines ou calcium par exemple, n'entraînera pas forcément une meilleure qualité du poussin ou de la coquille.

Il en va autrement pour les micro-constituants : la teneur de l'œuf en vitamines (en particulier les vitamines A, D et certaines vitamines du groupe B) est étroitement liée à l'ingéré alimentaire. Il convient donc de s'assurer que les besoins nutritionnels, en particulier en ces vitamines, sont pleinement satisfaits.

Il en est de même pour les acides gras : une alimentation trop riche en acides gras saturés pourra entraîner une diminution des dépôts d'acides gras insaturés et compromettre ainsi le bon déroulement du développement embryonnaire.

Seul l'âge du troupeau altère de façon significative la teneur en macro-constituants de l'œuf. Au fur et à mesure que le lot vieillit, la part du jaune augmente et celle du blanc diminue. Il en va de même pour les macro-constituants de l'un et de l'autre.

Ceci met en évidence l'importance d'une bonne maîtrise de l'âge à la maturité sexuelle : des pontes trop précoces entraînent souvent des poids d'œufs insuffisants, une plus faible quantité de macro-constituants déposés dans l'œuf et, par conséquent, une moins bonne qualité des poussins.

---

### Qualité sanitaire de l'œuf.

La qualité sanitaire d'un œuf est le reflet du statut sanitaire du troupeau dont il provient et de son environnement immédiat une fois qu'il est pondu. Il convient donc de s'assurer que les œufs à couvrir sont issus de lots :

- ◆ Indemnes de maladies transmissibles verticalement.
- ◆ Exempts d'affections pouvant affecter l'appareil reproducteur.
- ◆ Ne présentant pas de troubles de la digestion pouvant compromettre l'assimilation des nutriments nécessaires à la formation de l'œuf.
- ◆ Ne souffrant pas d'affections respiratoires pouvant altérer le pH sanguin donc le transport et dépôt des constituants de l'œuf.

Il en va de même pour les nids :

Pour les nids manuels, leur garniture :

- ◆ Devra provenir d'une source sûre et sera, de préférence, désinfectée dès son arrivée en zone de stockage.
- ◆ Sera stockée dans un endroit sec, à l'abri des rayons solaires et de la pluie, et bien ventilé.
- ◆ Sera protégée de toute source possible de contamination (oiseaux sauvages, rongeurs, etc.).

Une fois placée dans les nids, on veillera à :

- ◆ La désinfecter (1 cuillère à soupe – 5 à 10 grammes – de poudre de para-formaldéhyde tous les 15 jours, par exemple).
- ◆ La remplacer tous les 2 ou 3 mois.

Les nids automatiques :

- ◆ Devront être protégés des souillures par la mise en place d'un système d'éjection des poules, la nuit.
- ◆ Devront être lavés et désinfectés régulièrement (y compris le tapis collecteur).
- ◆ Remplacer les tapis dès usure anormale.

---

### **1.4.3. Tri des œufs à couvrir**

Les critères sur lesquels on se base pour trier les œufs aptes à être incubés sont : le poids des œufs, la propreté, la forme, la qualité de la coquille et la couleur de la coquille (**Reijrink *et al.*, 2010**).

On verra par la suite à quel point la qualité de la coquille et le poids de l'œuf sont importants dans la détermination des paramètres d'incubation.

Néanmoins, puisqu'il ne s'agit pas ici de préconiser le tri des œufs en fonction de leur poids et qualité de coquille, on se limitera à insister sur l'importance de l'homogénéité au sein d'un même troupeau : l'homogénéité des œufs, et sans doute indirectement celle des coquilles, est étroitement liée à celle du lot donneur.

Le choix des paramètres d'incubation sera d'autant plus aisé, et correspondra au mieux aux besoins individuels des embryons, que les lots dont sont issus les œufs sont homogènes.

#### **a- Poids des œufs**

Le poids minimum des œufs incunables chez les différentes espèces avicoles est de l'ordre de 60 grammes pour la poule, Rappelons que le poids du poussin à l'éclosion est corrélé positivement au poids de l'œuf.

#### **b- Propreté des œufs**

Les œufs présentant des taches de fientes ou autres taches impropres sont éliminés du processus d'incubation pour éviter les risques de contamination de l'embryon.

#### **c- Forme des œufs**

L'œuf normal a une forme ovoïde avec un petit bout et un grand bout. Ainsi tous les œufs présentant des déformations : trop effilés, allongés bagués annelés sont écartés de l'incubation.

#### **d- Qualité de la coquille**

Les œufs cassés, poreux, fêlés, micro fêlés, fragiles et à coquille mince sont éliminés car ces défauts affecte la qualité interne de l'œuf et par conséquent la viabilité de l'embryon.

---

### e- Couleur de la coquille

La coloration de la coquille est un caractère génétique qui ne préjuge en aucun cas la qualité interne de l'œuf. Toutefois un œuf sain doit prendre la coloration reconnu de la souche élevée.

#### 1.5. Le préchauffage

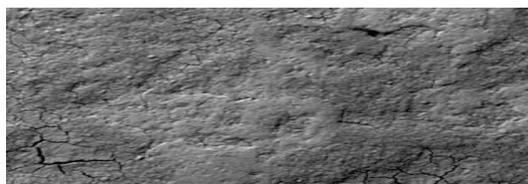
Le préchauffage n'a pas pour objectif de compenser les effets du stockage mais plutôt d'y minimiser l'impact. Ce, par le biais de 3 axes principaux :

- Favoriser autant que faire se peut la régénération des cellules mortes pendant le stockage.
- Amener tous les embryons à un stade de développement plus ou moins similaire avant leur mise en machine.
- Réduire les fenêtres d'éclosion et améliorer ainsi la qualité des poussins.

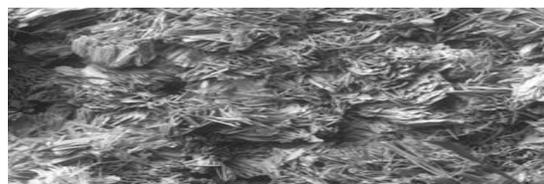
Le but du préchauffage est donc d'amener les œufs à une température proche de celle mentionnée ci-dessus et ce, pendant une période suffisamment longue pour que la plupart des embryons puissent atteindre un stade de développement similaire (**Reijrink et al., 2010**)

☑ L'œuf à couver idéal.

- ◆ Il aura un rapport longueur/largeur proche de 1,4/1,0.
- ◆ Il aura un poids et une taille en accord avec la moyenne du troupeau.
- ◆ Il aura été pondu dans un endroit sec, propre et protégé de la poussière.
- ◆ Il sera issu d'un troupeau indemne de maladies.
- ◆ Il n'aura pas été souillé par des déjections ou par des copeaux ou paille.
- ◆ Il n'aura pas été sali par de l'albumen ou du jaune d'œuf d'autres œufs cassés.
- ◆ Il aura une couleur homogène (brun foncé à brun clair en fonction de l'âge du troupeau) et la coquille sera lisse, exempte de rugosités ou d'aspérités.
- ◆ La coquille sera intacte, non fêlée ou perforée. Elle ne sera pas fragile ou poreuse :



Coquille lisse

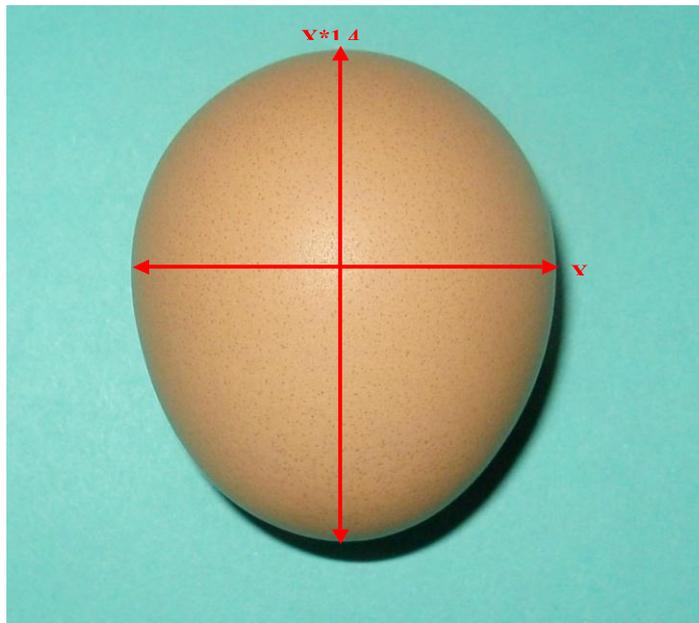


Coquille poreuse

Photos tirées de la présentation du Dr. Eric Guinebert : De l'œuf au poussin : miracle ?, ITAVI, Rennes, SPACE 2004.

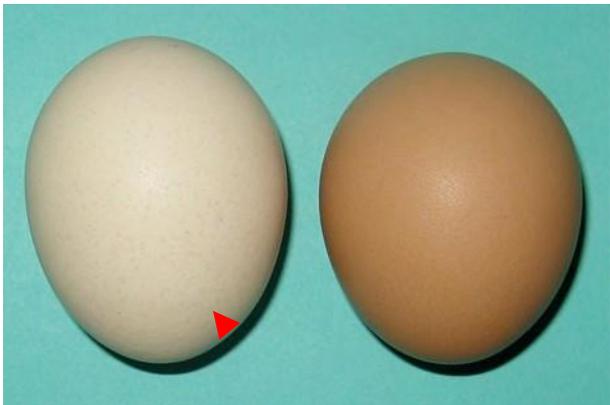
---

## L'ŒUF À COUVER

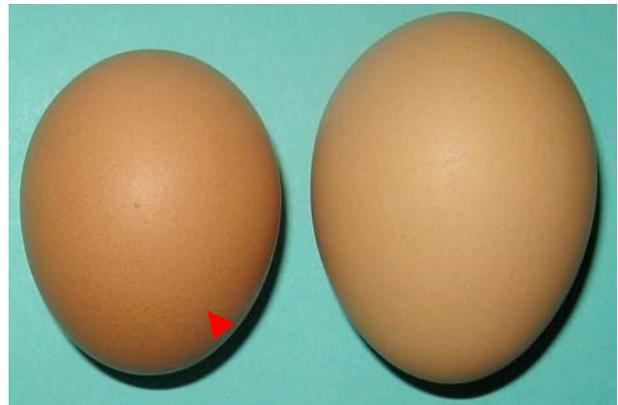


Œuf idéal

Les œufs qui ne correspondent pas aux critères ci-dessus, ne devraient pas être considérés comme œufs à couver :



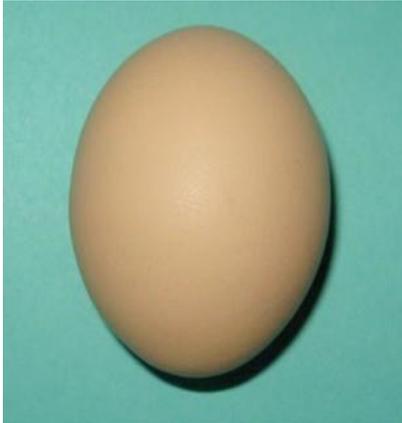
Coquille pâle



Œuf petit

---

## L'ŒUF À COUVER



Œuf allongé



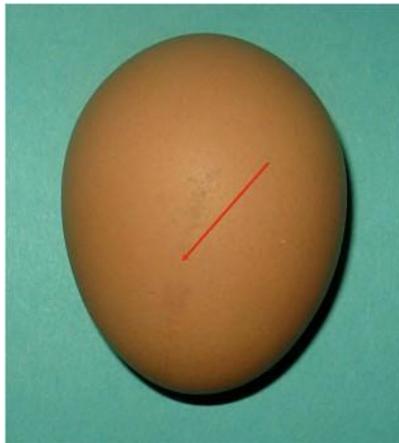
Problèmes de calcification



Œuf perforé



Œuf déformé



Œuf micro-fêlé



Œuf souillé



Œuf rond



Œuf tâché



Œuf « ridé »

Si, pour des impératifs économiques, ils sont mis en incubation, ils devront être identifiés, chargés et éclos à la fin dans des machines séparées ou, à défaut, au bas de celles-ci.

## 1.6. Paramètre de l'incubation

La mise en place des œufs dans la salle d'incubation nécessite le contrôle et la maîtrise des paramètres suivants : la position des œufs, la température, l'humidité, l'aération et le retournement (Meijerhof., 2009).

### 1.6.1. Température

La température a pour but de déclencher et d'entretenir la multiplication des cellules de l'embryon. En effet, l'œuf à couvrir est endothermique au début de l'incubation les 9 premiers jours puis devient ensuite exothermique. En effet, un œuf de poule produit environs 30 calories à la cour de l'incubation.

La température est doit être comprise entre 99.5 à 100. F (37.5 à 37.8°C) pour les poulets. Il ya des conséquences qui peuvent influencer le taux d'éclosion dans le cas de non respect de la norme température (Tableau01) (Molayo• lu.,2007).

**Tableau 01** : Conséquences de non respect de la norme température (Reijrink., 2010).

Température d'incubation (°C)	Conséquences
Excès 37°9	Éclosion avancée, poussins plus petits.
38°	Mortalité embryonnaire élevée.
Insuffisance 37°7	Mortalité embryonnaire élevée, éclosion retardée de 3 à 4 heures
37°6	Taux de mortalité élevé, éclosion retardée de 6 à 8 heures, qualités du poussin atteintes
37°4	Mortalité embryonnaire importante, éclosion retardée de 12 heures, poussin de 2ème choix.

### 1.6.2 Le retournement des œufs

Les œufs doivent être tournés régulièrement dans les machines spécialement durant les 8 premiers jours. Il peut être arrêté après 15 jours d'incubation, durant cette première semaine toute erreur peut conduire à la mort des embryons

Le retournement c'est une étape très importante pour obtenir un taux d'éclosion élevée (Tableau 02) (Velthuis *et al.*, 2008).

**Tableau 02** : Effet du retournement sur le taux d'éclosion (Velthuis *et al.*, 2008).

Temps de retournement	Pas de retournement	7 premiers jours	14 premiers jours
Taux d'éclosion (%)	29	78	95

### 1.6.3 L'humidité

L'humidité de l'incubateur influe sur l'éclosion de l'œuf et le poids du poussin, elle doit être comprise entre 85 et 87°F (47.2°C et 48.3°C); cela peut être converti en pourcentage 58 à 60%. Des conséquences qui peuvent influencer le taux d'éclosion dans le cas de non respect de la norme d'humidité (tableau03) (Reijrink., 2010).

**Tableau 03** : Conséquences de non respect de la norme humidité (Reijrink., 2010).

Excès	Insuffisance
- Poussin plus gros, plus lourd - Abdomen gonflé, - Poussin moins vigoureux, - Pourcentage d'œufs bêtés non éclos plus important,	- Difficulté à l'éclosion, - Sujets déshydratés, plus petits, - Membranes coquillières plus sèches et collent à l'embryon, - Duvet plus court,

### 1.6.4 Ventilation

La ventilation est importante de fournir assez d'oxygène à l'embryon dans les incubateurs selon les normes, est de 21 % d'oxygène et 0.3% gaz carbonique, c'est le point critique au cours de la dernière partie de l'incubation (élimination de la chaleur et du CO2)(Velthuis *et al.*, 2008).

---

## 1.7 Transfert

Il se réalisera au cours du 18<sup>ème</sup> jour d'incubation. Il pourra être manuel ou automatique mais, dans tous les cas, une attention particulière devra être portée à la rapidité de l'opération, à la manipulation des plateaux d'incubation et paniers d'éclosion. La température de cette salle est 25°C avec une humidité relative de 50-55%. Un mirage pourra être effectué pendant le transfert et les œufs « clairs » (infertiles et embryons morts très précocement) pourront être retirés (Meijerhof., 2009).

## 1.8 Eclosion

Trois jours avant l'éclosion, les œufs sont transférés dans les éclosoirs: machines spécialisés dans l'éclosion. Pendant le transfert. Puis les œufs sont mis dans les plateaux d'éclosoir où les poussins pourront sortir. Il est important de souligner que les poussins peuvent éclore avant le dernier jour avec une température et l'humidité régler (Tableau 04) (Meijerhof., 2009).

**Tableau 04** : la température et l'humidité au cours d'éclosion (Velthuis *et al.*, 2008).

jour	Minimum (°C)	Maximum (°C)	Humidité
19	54.4	54.7	50-55%
20	54.4	54.7	55-60%
21	53.8	54.4	60%

## 1.9 La désinfection du l'œuf à couver

Deux techniques qu'on peut l'utiliser dans la désinfection de l'œuf a couver (Reijrink., 2009).

### DÉSINFECTION DES ŒUFS

Même si toutes les précautions ont été prises pour produire des œufs à couver d'une qualité sanitaire optimale, les risques de contamination persistent. Ils sont particulièrement importants lors de la formation de la chambre à air.

---

La chambre à air débute sa formation dès que l'œuf est pondu : le refroidissement progressif de l'œuf entraîne la contraction de ses constituants (en particulier de l'albumen et des pores situés sur le petit bout), ce qui à son tour génère un phénomène de succion. L'air extérieur est ainsi introduit dans l'œuf et piégé entre les deux membranes coquillères.

Si l'air devant pénétrer l'œuf est contaminé (parce que l'environnement est trop poussiéreux par exemple), ou a dû traverser une zone contaminée (souillures, copeaux ou paille collés à la surface de la coquille), bactéries et champignons se retrouveront introduits dans l'œuf. Ils resteront le plus souvent piégés au niveau de la membrane coquillère externe.

Alors que cette contamination est peu ou pas détectable lors des tests de surface de coquille, elle est une des plus dangereuses car elle se répand très facilement parmi les poussins au moment de l'éclosion.

La désinfection des œufs, alors qu'ils sont encore chauds, est donc un des meilleurs moyens pour prévenir la pénétration de bactéries ou champignons dans l'œuf. Toute désinfection ultérieure, aussi efficace soit-elle sur la surface de la coquille, aura peu d'effets sur les contaminants ayant déjà pénétré l'œuf, lorsque l'œuf est pondu, sa température est proche de celle de la poule (sans doute légèrement inférieure) et une période de 4 à 6 heures (en fonction de la température externe) est souvent nécessaire pour que l'œuf atteigne la température d'ambiance. C'est pendant cette période que se forme la chambre à air et c'est donc pendant cette même période que les œufs doivent être désinfectés.

Ceci met en évidence l'importance de la fréquence des ramassages : alors que des ramassages fréquents (4 à 5 fois par jour) favorisent les désinfections pendant que la chambre à air est encore en cours de formation, des ramassages plus espacés dans le temps limiteront leur efficacité.

Mais les bonnes pratiques de ramassage et de désinfection ne constituent pas à elles seules une garantie de qualité sanitaire des œufs : la qualité de la coquille joue un rôle prépondérant dans la prévention des contaminations et il est donc essentiel de tout mettre en œuvre pour qu'elle soit optimale, plusieurs études ont montré que le temps d'exposition aux bactéries jouait un rôle moins important que l'épaisseur de la coquille dans la prévention des contaminations. Il a ainsi été établi qu'un poids spécifique de l'œuf, supérieur à 1,080 était souhaitable.

#### Qualité de la coquille et pénétration bactérienne

Poids spécifique de l'œuf	Qualité de la coquille	% de pénétration après 30 minutes	% de pénétration après 60 minutes	% de pénétration après 24 heures
1,070	Mauvaise	34	41	54
1,080	Moyenne	18	25	27
1,090	Bonne	11	16	21

Sauter E.A. et Petersen C.F. (1974)

---

## L'ŒUF À COUVER

Les méthodes de désinfection.

Quelle que soit la méthode choisie, la désinfection ne pourra être considérée comme efficace que si elle est réalisée sur une surface propre. Rares sont en effet les désinfectants qui agissent convenablement sur de la matière organique ou les poussières.

On se limitera ici à citer les principales méthodes de désinfection :

**Pulvérisation :**

L'emploi de désinfectants en pulvérisation est une méthode efficace pour limiter les risques de contaminations bactériennes. Elle est particulièrement utile lorsque les œufs sont directement ramassés sur plateaux d'incubation et qu'il est donc possible de pulvériser un désinfectant sur la pointe arrondie des œufs, immédiatement après leur ramassage.

Les désinfectants les plus employés sont ceux à base d'ammonium quaternaire, de phénols, de peroxyde d'hydrogène, d'iode ou de glutaraldéhyde. De par leur composition, certains d'entre eux peuvent colmater les pores, réduire les pertes en eau pendant l'incubation et entraîner des chutes d'éclosion. Se renseigner auprès du fabricant.

Pour une efficacité maximale, on veillera à ce que la température de la solution soit comprise entre 38 et 48°C. La pulvérisation se réalisera dans un local exempt de poussières.

**Fumigation :**

C'est la méthode la plus répandue. Elle est particulièrement efficace dans la lutte contre les contaminations de surface de la coquille. Cependant, les gaz qui résultent de la caléfaction des produits ou solutions employés diffusent mal à travers les pores et il est donc essentiel que la fumigation ait lieu alors que la chambre à air est encore en cours de formation.

Nombreux sont les produits qui peuvent être employés pour la fumigation. Les plus répandus et leurs dosages sont :

- ◆ Poudre de para-formaldéhyde : 8-10 grammes par m<sup>3</sup>.
- ◆ Mélange de formol à 37,5% et permanganate de potassium : 2 dosages sont proposés par l'OIE :
  - 53 ml de formol et 35 grammes de permanganate de potassium par m<sup>3</sup>.
  - 43 ml de formol et 21 grammes de permanganate de potassium par m<sup>3</sup>.
- ◆ Mélange de formol à 40% et permanganate de potassium : 45 ml et 30 grammes par m<sup>3</sup> respectivement.

---

Se conformer dans tous les cas à la législation locale, qui peut restreindre voire interdire l'usage du formol.

L'emploi du formol et du permanganate de potassium requiert des précautions particulières : on utilisera un récipient métallique à bords évasés, résistant à la chaleur. Le formol sera toujours rajouté au permanganate de potassium, jamais l'inverse, et les opérateurs devront obligatoirement porter un masque intégral.

L'action germicide du formol est maximale lorsque la température ambiante est comprise entre 24 et 35°C et en présence d'une hygrométrie élevée (85-90%). Le temps de contact sera de 20 minutes et les gaz de para-formaldéhyde devront être par la suite soit extraits rapidement, soit neutralisés avec de l'ammoniac (prévoir un volume égal à la moitié de celui de formol utilisé pendant 10 à 15 minutes).

---

## L'ŒUF À COUVER

De nombreuses autres solutions, souvent à base de formol, d'ammonium quaternaire ou de peroxyde d'hydrogène existent dans le commerce. Leur utilisation devra se conformer aux recommandations du fabricant.

### UV-C :

Il s'agit là d'une méthode largement employée pour la désinfection de l'eau, voire de certaines ambiances, mais qui reste encore peu répandue dans la désinfection des œufs à couver.

Ceci est peut-être lié au fait que la méthodologie est encore mal définie (les temps d'exposition préconisés, sans préjudice pour l'embryon, varient de 40 secondes à 5 minutes) et qu'il est difficile d'imaginer qu'on puisse exposer aux UV-C tous les côtés de tous les œufs en salle de fumigation, même si les œufs sont directement ramassés sur plateaux d'incubation.

Seul un système de ramassage et mise sur plateau automatique avec, au préalable, passage par un caisson de désinfection où les œufs tournent sur eux-mêmes, peut permettre une action optimale des UV-C.

Toujours est-il qu'ils ont une action efficace contre les bactéries et champignons piégés au niveau des membranes coquillères, qu'ils traversent la coquille mais ont du mal à traverser les poussières. Seuls les UV-C (250-275 nm) ont une action bactéricide.

Une attention particulière devra être portée à la protection des yeux, une exposition prolongée aux UV-C pouvant endommager la rétine.

### Ozone :

L'ozone est souvent employé dans la désinfection de l'eau et, en industrie alimentaire, dans la conservation des aliments.

Il a un poids moléculaire proche de celui de l'oxygène ou du dioxyde de carbone et peut donc bien diffuser par les pores de la coquille. Cette caractéristique lui confère une action bactéricide certaine au niveau des membranes coquillères mais il reste très instable et dangereux tant pour l'opérateur que pour l'embryon.

L'ozone est toxique, corrosif et comburant et son utilisation doit répondre à des normes très strictes de sécurité. À hautes doses (3%) il a un effet néfaste sur les taux d'éclosion. À des doses 100 fois inférieures, il garde un effet négatif sur le développement embryonnaire tout en ayant une activité bactéricide limitée.

Certains chercheurs vont même jusqu'à déconseiller l'ozone comme alternative au formol.

---

La méthode d'utilisation est encore mal connue mais on sait que l'ozone a tendance à se dissocier naturellement en dioxygène, qu'il traverse les parois des cellules et s'attaque, par oxydation, à tous ses constituants.

Son activité bactéricide et virucide est avérée mais ni les temps de contact ni les conditions d'ambiance requises n'ont été arrêtés.

#### **Lavage :**

C'est sans doute l'une des meilleures méthodes mais également l'une des plus onéreuses. Les laveuses automatiques, placées le plus souvent juste après la mise sur plateaux d'incubation, emploient des buses à haute pression qui pulvérisent du désinfectant autour de l'œuf à une température de 40-50°C.

La plupart des œufs, y compris les sales ou pondus au sol, peuvent être récupérés par cette méthode. Une attention particulière devra néanmoins être portée sur le choix du désinfectant : certains d'entre eux ont tendance en effet à réagir avec la cuticule et perdre ainsi de leur efficacité. D'autres, de par leur composition, ont tendance à colmater les pores et pénaliser en conséquence les échanges gazeux. Se renseigner auprès du fabricant.

Pour une efficacité optimale, on veillera à ce que la concentration de l'agent actif soit constante tout au long de l'opération (renouvellement régulier de la solution désinfectante).

Essuyer, poncer et polir :

Nombreux sont les éleveurs qui ont tendance à retirer de la surface de la coquille les restes de copeaux, paille ou déjections qui pourraient s'y trouver. Tant qu'elle n'est pas utilisée exagérément, cette technique peut constituer une bonne méthode de nettoyage.

Quand un œuf a besoin d'1 ou 2 coups de chiffon (tissu) pour être nettoyé, il peut alors être considéré comme un œuf à couvrir. Quand, au contraire, plus de 2 coups de chiffon (tissu) sont nécessaires pour enlever les saletés, l'œuf ne devrait plus être considéré comme œuf à couvrir.

Puisqu'ils entraînent souvent la destruction de la cuticule, et même parfois d'une partie de la coquille, l'emploi de la laine de verre, de la laine de roche ou même le polissage ne sont pas recommandés.

#### **a. Pulvérisation**

L'emploi de désinfectants en pulvérisation est une méthode efficace pour limiter les risques de contaminations bactériennes. Elle est particulièrement utile lorsque les œufs sont directement ramassés sur plateaux d'incubation et qu'il est donc possible de pulvériser un désinfectant sur la pointe arrondie des œufs, immédiatement après leur ramassage. Les désinfectants les plus employés sont ceux à base d'ammonium quaternaire, de phénols, de peroxyde d'hydrogène, d'iode ou de glutaraldéhyde.

---

## **b. Fumigation**

C'est la méthode la plus répandue. Elle est particulièrement efficace dans la lutte contre les contaminations de surface de la coquille. Cependant, les gaz qui résultent de la caléfaction des produits ou solutions employés diffusent mal à travers les pores et il est donc essentiel que la fumigation ait lieu alors que la chambre à air est encore en cours de formation.

Nombreux sont les produits qui peuvent être employés pour la fumigation. Les plus répandus sont : Mélange de formol à 37,5% et permanganate de potassium.

La désinfection du couvoir et leur machine se fait avec ces deux techniques précédentes.

### **Qualité du poussin :**

Evaluer le processus d'incubation uniquement par les taux d'éclosion revient à sous-estimer l'importance du couvoir dans la chaîne complète de production. Les conditions d'incubation affectent non seulement les résultats d'éclosion mais également la qualité des poussins. L'impact économique de cette dernière est bien plus important qu'un simple manque ou excès de poussins.

Meijerhof R. (2009b) mentionne que la température joue un rôle essentiel sur le niveau d'utilisation des réserves nutritionnelles du jaune et sur la fermeture de l'ombilic. Il fait également état de plusieurs recherches à ce sujet : des écarts de 2°F au niveau de la température des embryons provoqueraient des différences significatives en termes de croissance et d'indice de consommation sur des poulets de 6 semaines d'âge. Ces mêmes écarts provoqueraient des différences de développement du poussin lui-même et de certains de ses organes.

Hulet R. (2001) a montré qu'en adaptant les consignes de température de la machine en fonction de la production réelle de chaleur métabolique il était possible d'améliorer les taux d'éclosion d'environ 2% par rapport à des programmes standard.

Puisque les gros œufs ont plus de mal à évacuer la chaleur produite, on constate souvent une détérioration de la qualité des poussins et une augmentation du jaune résiduel au fur et à mesure que le troupeau vieillit. En ce sens, Lourens S. *et al* (2006) ont montré que lorsque la température de coquille était maintenue constante, les embryons issus de petits ou gros œufs étaient aussi efficaces les uns que les autres à transférer les nutriments du jaune vers leurs corps.

Deux grandes méthodes existent au jour d'aujourd'hui pour évaluer la qualité du poussin :

- ◆ La mesure de la longueur du poussin.
- ◆ Le Pasgar<sup>®</sup> Score, version simplifiée du Tona Score développé par l'Université de

---

Louvain (Belgique) dans les années 90.

Deux grandes méthodes existent au jour d'aujourd'hui pour évaluer la qualité du poussin :

- ◆ La mesure de la longueur du poussin.
- ◆ Le Pasgar<sup>®</sup> Score, version simplifiée du Tona Score développé par l'Université de Louvain (Belgique) dans les années 90.

### La longueur du poussin :

Le développement embryonnaire étant régi par la température, toute altération des conditions environnementales modifiera la croissance de l'embryon. On a vu que des températures élevées accélèrent le développement, entraînent des conditions d'hypoxie et altèrent l'utilisation des graisses comme source principale d'énergie. L'embryon bascule ainsi plus rapidement et plus intensément vers un métabolisme carbohydrate, voire même dans certains cas, vers un métabolisme protéique.

Il paraît donc logique que des températures élevées puissent être responsables de la croissance de l'embryon lui-même, de certains de ses organes (le cœur en particulier) et

de la quantité de jaune résiduel. Ceci fut d'abord démontré par Romanoff A.L. (1960) cité par Lekrisompong N. *et al* (2007), puis confirmé par toute une série de chercheurs.



Jaune résiduel, taille et aspect du cœur sur deux poussins ayant perçu des températures différentes au cours de l'incubation :

- ☐ Gauche, température élevée.
- ☐ Droite, température normale.

---

## Qualité du poussin :

Dans une étude à grande échelle, Hill D. (2001) a observé, entre autres, que la longueur du poussin, mesurée ici de la tête à la croupe, augmentait avec l'âge du troupeau, semblait plus importante en chargement unique et variait en fonction de la position de l'œuf dans la machine. Elle a par ailleurs démontré que les poussins issus de vieux troupeaux étaient souvent moins longs que ceux issus de troupeaux d'âge moyen, que les mortalités en élevage étaient plus importantes lorsque les poussins provenaient de couvoirs produisant souvent des poussins plus courts, et a conclu que la longueur du poussin était un bon outil de prédiction des performances futures.

Mais, alors qu'elle a trouvé que la mesure de la longueur du poussin, toujours de la tête à la croupe, était un indicateur plus sensible de la qualité des poussins, elle a également trouvé que les mesures étaient peu répétables. Elle en a donc proposé un autre, plus objectif, celui de la longueur du poussin de la pointe du bec au doigt du milieu :

## Méthodologie :

- ◆ Prélever au hasard une vingtaine de poussins pour chacune des origines.
- ◆ Mesurer leur longueur, de la pointe du bec au doigt du milieu (ongle exclu).
- ◆ Calculer la moyenne et l'homogénéité.
- ◆ Mettre les résultats en rapport avec l'âge des lots donneurs, le poids des œufs et les conditions d'incubation.



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. Il est important de noter que la croissance du poussin continue après l'éclosion et que, pour pouvoir comparer les informations, il est nécessaire d'effectuer les mesures toujours au même moment.

Il s'agit là d'une méthode plus qualitative que quantitative, qui vise à évaluer les conditions d'incubation mais semble peu prédire les performances futures (Meijerhof R. 2009b).

## Méthodologie.

- ◆ Prélever au hasard une cinquantaine de poussins pour chacune des origines.
- ◆ Évaluer les paramètres suivants :



## Vitalité du poussin :

Couché sur le dos, il se redresse immédiatement (score = 0).  
Il met plus de 3 secondes à se redresser (score = 1).

## Qualité du poussin :



### Ombilic :

- ☐ L'ombilic du poussin est normal lorsqu'il est complètement fermé et tout le vitellus est absorbé (score = 0).
- ☐ Si l'ombilic est ouvert <sup>et</sup>/<sub>ou</sub> qu'on observe des croûtes noires (score = 1).



### Articulations :

- ☐ Les articulations ne sont pas enflées et ont une couleur normale (score = 0).
- ☐ Les articulations sont gonflées <sup>et</sup>/<sub>ou</sub> rouges (score = 1).



### Bec :

- ☐ Le bec est propre et les narines sont fermées (score = 0).
- ☐ Le bec est souillé <sup>et</sup>/<sub>ou</sub> présente un point rouge (score = 1).



### Abdomen :

Le volume de l'abdomen dépend de celui du vitellus et est essentiellement lié à la température et humidité d'incubation.

- ☐ Abdomen souple (score = 0).
- ☐ Abdomen dur, peau tendue (score = 1).

- ◆ Noter les scores pour chacun des paramètres et chaque poussin.
- ◆ Pour chaque individu, additionner les différents scores et les déduire de la note maximale de 10.
- ◆ Calculer la moyenne.

Des conditions optimales d'incubation doivent pouvoir permettre d'atteindre un score moyen de 9 au minimum (Pas Reform, 2006).

## ANALYSE DES CAUSES DE MORTALITÉ EMBRYONNAIRE

De nombreuses publications existent à ce sujet. Les observations et causes possibles ci-dessous détaillées sont essentiellement basées sur les recherches de Wilson H.R. (2004) :

### ☐ Problèmes d'ordre général.

Observations	Causes possibles
] Œufs clairs au mirage :  Pas de signes de développement embryonnaire, œufs infertiles	] Coqs immatures ] Ratio poules/coq inadéquat (trop ou pas assez de coqs) ] Conditions climatiques extrêmes ] Troupeau trop âgé ] Problème sanitaire ] Coqs ou poules trop lourdes ] Excès ou carences nutritionnelles, rationnement trop sévère ] Problèmes de pattes, en particulier chez les coqs ] Certaines drogues, pesticides, toxines ou mycotoxines ] Parasitoses ] Densité inadéquate ] Programme lumineux (intensité ou durée) inadapté ] Management inadéquat
] Œufs clairs au mirage :  Signes de développement embryonnaire (disque germinatif élargi), œufs fertiles	] Période de stockage trop longue ] Conditions de stockage inadaptées (températures trop élevées ou trop faibles, températures fluctuantes) ] Fumigation inadéquate (surdosage ou fumigation pendant la période 12-96 heures d'incubation). Application incorrecte du désinfectant sur les œufs ] Choc thermique ] Pores obstrués ] Température élevée en début d'incubation ] Troupeaux trop jeunes ou trop âgés ] Problème sanitaire ] Température de lavage des œufs trop élevée ] Drogues, toxines, pesticides ] Fréquence de ramassage des œufs insuffisante ou incomplète

<p>┆ Œufs clairs au mirage :</p> <p>Présence d’anneau sanguin ou d’un embryon mort avant 3 jours d’incubation, pas d’œil noir visible</p>	<p>┆ Œufs stockés trop longtemps ou à des températures inadaptées</p> <p>┆ Fumigation inadéquate (surdosage ou fumigation pendant la période 12-96 heures d’incubation)</p> <p>┆ Température élevée en début d’incubation</p> <p>┆ Température insuffisante en début d’incubation</p> <p>┆ Problème sanitaire</p> <p>┆ Troupeaux trop âgés</p> <p>┆ Carences nutritionnelles sévères (biotine, vitamine A, cuivre, vitamine E, bore, acide pantothénique)</p> <p>┆ Drogues, toxines, pesticides</p> <p>┆ Contaminations</p> <p>┆ Embryons peu développés à l’oviposition</p>
<p>┆ Embryons morts :</p> <p>3 à 6 jours d’incubation, présence du système circulatoire, embryon couché sur le côté gauche, absence de diamant</p>	<p>┆ Voir causes précédentes</p> <p>┆ Ventilation insuffisante ou pores obstrués</p> <p>┆ Fréquence de retournement inadéquate</p> <p>┆ Angle de retournement inadéquat</p> <p>┆ Carences vitaminiques : vitamine E, riboflavine, biotine, acide pantothénique ou acide linoléique</p>
<p>┆ Embryons morts :</p> <p>7 à 17 jours d’incubation, présence de diamant et d’ongles, de follicules plumeux (8 jours) ou de plumes (11 jours)</p>	<p>┆ Température, humidité, retournement ou ventilation inadéquates au cours de l’incubation</p> <p>┆ Contaminations</p> <p>┆ Carences nutritionnelles : riboflavine, vitamine B12, biotine, niacine, pyridoxine, acide pantothénique, phosphore, bore ou acide linoléique</p>

## ANALYSE DES CAUSES DE MORTALITÉ EMBRYONNAIRE

Observations	Causes possibles
<p>┆ Embryons morts :</p> <p>&gt;18 jours d’incubation</p>	<p>┆ Température, humidité, retournement ou ventilation inadéquates en incubateur</p> <p>┆ Température, humidité ou ventilation inadéquates en éclosoir</p> <p>┆ Contaminations</p> <p>┆ Fumigation excessive ou prolongée</p> <p>┆ Œufs refroidis pendant le transfert, ou transférés trop tard</p> <p>┆ Œufs cassés avant la MEI, au cours de l’incubation ou pendant le transfert</p> <p>┆ Carences nutritionnelles : vitamine D, vitamine A, acide folique, acide pantothénique, riboflavine, vitamine E,</p>

	<ul style="list-style-type: none"> <li>sélénium, vitamine K, biotine, thiamine, vitamine B12, calcium, phosphore, manganèse ou acide linoléique</li> <li>┆ Malposition de l'embryon</li> <li>┆ Eclosoir ouvert trop fréquemment pendant le bêchage ou l'éclosion</li> <li>┆ Mauvaise qualité de coquille</li> <li>┆ Problème sanitaire</li> </ul>
--	---

### Problèmes spécifiques.

Observations	Causes possibles
┆ Œufs non bêchés, embryons complètement formés, jaune résiduel excessif, une partie du jaune peut ne pas être complètement absorbé, présence éventuelle d'albumen	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Retournement inadéquat</li> <li>┆ Humidité trop élevée en incubation ou après le transfert</li> <li>┆ Température d'incubation insuffisante</li> <li>┆ Température d'éclosion trop élevée</li> <li>┆ Œufs refroidis pendant le transfert</li> <li>┆ Carences nutritionnelles</li> <li>┆ Problème sanitaire</li> <li>┆ Ventilation inadéquate</li> <li>┆ Stockage prolongé</li> </ul>
┆ Œufs bêchés, embryons complètement formés, morts en coquille	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Humidité ou température insuffisante pendant des périodes prolongées</li> <li>┆ Humidité insuffisante en éclosoir</li> <li>┆ Température élevée en éclosoir</li> <li>┆ Carences nutritionnelles</li> <li>┆ Problème sanitaire</li> <li>┆ Ventilation insuffisante</li> <li>┆ Retournement inadéquat pendant les 12 premiers jours</li> <li>┆ Chocs pendant le transfert</li> <li>┆ Stockage prolongé</li> </ul>
┆ Œufs partiellement bêchés, embryons morts ou vivants	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Fumigation excessive pendant l'éclosion</li> <li>┆ Œufs incubés avec la pointe vers le haut</li> </ul>
┆ Éclosion précoce, poussins bruyants	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Petits œufs</li> <li>┆ Écarts entre souches</li> <li>┆ Température d'incubation trop élevée</li> <li>┆ Humidité d'incubation trop faible</li> </ul>
┆ Éclosion tardive	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Gros œufs</li> <li>┆ Vieux troupeaux</li> <li>┆ Stockage prolongé</li> <li>┆ Température d'incubation insuffisante</li> <li>┆ Embryons faibles</li> <li>┆ Humidité d'incubation trop élevée</li> </ul>
┆ Fenêtre d'éclosion trop large	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Mélange d'œufs de différentes périodes de stockage dans le même incubateur</li> <li>┆ Mélange d'œufs issus de jeunes et vieux troupeaux</li> <li>┆ Mélange de petits et de gros œufs</li> <li>┆ Manipulation incorrecte des œufs</li> <li>┆ Points chauds ou froids dans l'incubateur ou l'éclosoir</li> <li>┆ Température d'incubation ou d'éclosion trop élevée ou trop faible</li> </ul>
┆ Éclosion hétérogène entre les différents paniers	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Mélange de gros et de petits œufs</li> <li>┆ Mélange d'œufs issus de jeunes et vieux troupeaux</li> <li>┆ Mélange d'œufs issus de différentes souches</li> <li>┆ Une partie des œufs stockés trop longtemps</li> <li>┆ Ventilation inadéquate en incubateur ou en éclosoir</li> <li>┆ Problème sanitaire dans un ou plusieurs troupeaux</li> <li>┆ Différentes conditions de stockage</li> </ul>

# ANALYSE DES CAUSES DE MORTALITÉ EMBRYONNAIRE

Observations	Causes possibles
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Poussins visqueux, traces d'albumen sur le duvet</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Température d'incubation insuffisante</li> <li>┆ Humidité d'incubation élevée</li> <li>┆ Retournement inadéquat</li> <li>┆ Vieux œufs</li> <li>┆ Œufs trop gros</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Poussins collés à la coquille, poussins avec des restes de coquille collés au duvet</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Humidité trop faible pendant le stockage, l'incubation et/ou l'éclosion</li> <li>┆ Retournement inadéquat</li> <li>┆ Œufs cassés ou mauvaise qualité de coquille</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Éclosion précoce, ombilics hémorragiques</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Température d'incubation ou d'éclosion trop élevée</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Poussins petits</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Petits œufs</li> <li>┆ Humidité insuffisante pendant le stockage ou l'incubation</li> <li>┆ Température d'incubation élevée</li> <li>┆ Coquilles fragiles ou poreuses</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Ombilics non cicatrisés, duvet sec</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Température d'incubation élevée ou fortes variations de température</li> <li>┆ Température d'éclosion insuffisante</li> <li>┆ Humidité d'éclosion trop élevée ou trappes de ventilation laissées trop fermées une fois l'éclosion terminée</li> <li>┆ Nutrition inadéquate des troupeaux reproducteurs</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Ombilics non cicatrisés, humides, malodorants. Poussins gros, et léthargiques, abdomens mous</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Omphalites</li> <li>┆ Température insuffisante en incubateur</li> <li>┆ Humidité élevée en incubateur ou en éclosoir</li> <li>┆ Ventilation inadéquate</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Poussins faibles</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Température élevée en éclosoir</li> <li>┆ Ventilation insuffisante en éclosoir</li> <li>┆ Fumigation excessive</li> <li>┆ Contaminations</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Malpositions</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Œufs incubés avec la pointe vers le haut</li> <li>┆ Retournement inadéquat</li> <li>┆ Températures d'incubation élevées ou faibles</li> <li>┆ Humidité élevée</li> <li>┆ Vieux troupeaux</li> <li>┆ Œufs trop gros</li> <li>┆ Carences nutritionnelles, en particulier en vitamines A et B12</li> <li>┆ Mauvaises conditions de transport ou de stockage des œufs</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Malformations</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Conditions de stockage inadaptées</li> <li>┆ Mauvaises conditions de transport des œufs</li> <li>┆ Carences nutritionnelles (biotine, riboflavine, zinc ou manganèse)</li> <li>┆ Retournement inadéquat</li> <li>┆ Mauvaise orientation des œufs (œufs avec la pointe vers le haut)</li> <li>┆ Températures d'incubation élevées ou faibles</li> <li>┆ Problème sanitaire</li> <li>┆ Ventilation inadéquate ou coquilles peu poreuses</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Doigts crochus, pattes écartées</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Températures d'incubation élevées ou faibles</li> <li>┆ Problèmes nutritionnels</li> <li>┆ Surface glissante des paniers d'éclosion</li> </ul>

<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Duvet court, sec, rêche</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Carences nutritionnelles, en particulier en riboflavine</li> <li>┆ Mycotoxines ou autres facteurs inhibiteurs provoquant des carences nutritionnelles</li> <li>┆ Température élevée pendant les 14 premiers jours d'incubation</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Yeux fermes, duvet colle aux yeux</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Température élevée en éclosoir</li> <li>┆ Faible humidité en éclosoir</li> <li>┆ Mauvais fonctionnement des récupérateurs de duvet</li> <li>┆ Poussins laissés trop longtemps en éclosoir après leur éclosion</li> <li>┆ Mouvements d'air excessifs en éclosoir</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Embryons nains, croissance insuffisante des poussins</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Œufs contaminés</li> <li>┆ Contamination du couvoir, en particulier pendant l'éclosion</li> <li>┆ Problème sanitaire</li> <li>┆ Carences nutritionnelles</li> <li>┆ Anomalies thyroïdiennes</li> </ul>

## ANALYSE DES CAUSES DE MORTALITÉ EMBRYONNAIRE

Observations	Causes possibles
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Eclatement des œufs</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Œufs sales, nids souillés</li> <li>┆ Œufs pondus au sol</li> <li>┆ Lavage inadéquat des œufs, œufs séchés ou nettoyés avec des chiffons contaminés</li> <li>┆ Poussières dans les bâtiments d'élevage, dans la salle de stockage ou le camion de transport</li> <li>┆ Condensation sur la surface des coquilles</li> <li>┆ Pulvérisation des œufs avec une solution contaminée</li> <li>┆ Œufs contaminés par d'autres œufs qui auraient éclaté auparavant</li> <li>┆ Manipulation des œufs avec les mains sales</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Manque un ou les deux yeux</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Température élevée pendant les 6 premiers jours d'incubation</li> <li>┆ Oxygénation insuffisante pendant les 6 premiers jours d'incubation</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Cerveau exposé</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Température élevée pendant les 3 premiers jours d'incubation</li> <li>┆ Oxygénation insuffisante pendant les 3 premiers jours d'incubation</li> </ul>

<p>Viscères ectopiques</p> 	<p>Température élevée en incubateur</p>
<p>Hémorragies</p> 	<p>Hémorragies sous-cutanées : températures élevées en incubateur ou en éclosoir</p> <p>Hémorragies de la membrane chorion-allantoïdienne : manipulation inadéquate des œufs pendant le transfert</p> <p>Carences nutritionnelles (vitamines K ou E)</p> <p>Embryons morts entre le 11<sup>ème</sup> et le 15<sup>ème</sup> jour d'incubation et qui présentent une coloration rouge foncée : contaminations fongiques ou bactériennes</p>
<p>Rougeur des articulations sur des poussins éclos ou des bêchés non-éclos</p>	<p>Éclosion laborieuse</p> <p>Carences vitaminiques</p> <p>Coquilles dures</p> <p>Humidité d'incubation élevée et/ou température élevée en éclosoir</p>
<p>Taille insuffisante de la chambre à air, large zone de bêchage, membranes intactes, rougeur des articulations, poussins œdémateux, albumen résiduel, vitellus non résorbé, pertes en eau inférieures à 10%</p>	<p>Humidité élevée en incubateur</p> <p>Coquilles dures</p> <p>Température insuffisante en incubateur</p>

## ANALYSE DES CAUSES DE MORTALITÉ EMBRYONNAIRE

Observations	Causes possibles
<p>Micromélie (raccourcissement des becs de os longs, perroquet, os courbés), chondrodystrophie</p>	<p>Carences nutritionnelles (biotine ou manganèse)</p>
<p>Bec court, bec absent, anomalies de la face</p>	<p>Température élevée pendant les 5 premiers jours d'incubation</p> <p>Carences nutritionnelles (niacine)</p>

<p>┆ Tête et nuque enflées (diathèse exsudative)</p> 	<p>┆ Carences nutritionnelles, vitamine E ou sélénium</p>
--	---

### Carences nutritionnelles et toxicités.

Nutriment	Effets d'une carence <sup>et/ou</sup> un excès
<p>┆ Vitamine A</p>	<p>┆ Développement anormal du système veineux</p> <p>┆ Anomalies du squelette (en particulier du crâne et de la colonne vertébrale)</p> <p>┆ Changements dégénératifs du cerveau, de la moelle épinière et des nerfs</p> <p>┆ Mortalité embryonnaire précoce (pendant les 2-3 premiers jours d'incubation)</p> <p>┆ Les poussins qui éclosent peuvent présenter un écoulement oculaire ou avoir les paupières collées</p> <p>┆ Un excès de vitamine A peut également provoquer des anomalies du squelette</p>
<p>┆ Vitamine D3</p>	<p>┆ Mortalité embryonnaire tardive (au-delà du 17<sup>ème</sup> jour)</p> <p>┆ Problèmes de croissance en élevage</p> <p>┆ Développement insuffisant du squelette</p>
<p>┆ Vitamine E</p>	<p>┆ Problèmes du système circulatoire</p> <p>┆ Diathèse exsudative</p> <p>┆ Hémorragies</p> <p>┆ Encéphalomalacie</p> <p>┆ Anomalies oculaires</p> <p>┆ Œdème du cou et des pattes</p> <p>┆ Mortalité embryonnaire entre les jours 2 à 5 d'incubation</p> <p>┆ Fragilité musculaire après l'éclosion</p>
<p>┆ Vitamine K</p>	<p>┆ Hémorragies de l'embryon et des membranes en particulier peu avant ou au cours de l'éclosion</p>
<p>┆ Thiamine</p>	<p>┆ Polynevrites</p> <p>┆ Mortalité embryonnaire précoce et tardive (au-delà du 19<sup>ème</sup> jour)</p> <p>┆ Nombreux poussins morts dans les paniers d'éclosion</p>
<p>┆ Riboflavine</p>	<p>┆ Pattes courtes</p> <p>┆ Désorganisation du système circulatoire</p> <p>┆ Œdèmes</p> <p>┆ Doigts tordus</p> <p>┆ Micromélie</p> <p>┆ Anémie</p> <p>┆ Foie marron ou vert foncé</p> <p>┆ Mortalité embryonnaire entre les jours 3 à 5, 10 à 15 et 21 d'incubation</p>

## ANALYSE DES CAUSES DE MORTALITÉ EMBRYONNAIRE

Nutriment	Effets d'une carence <sup>et</sup> /ou un excès
┆ Niacine	┆ Hypoplasie des muscles ┆ Œdèmes ┆ Mandibule supérieure courte ┆ Anomalies du système veineux et nerveux ┆ Mortalité embryonnaire au cours des jours 8 à 14 d'incubation
┆ vitamine B6 (Pyridoxine)	┆ Inhibition de la croissance ┆ Mortalité embryonnaire au cours des jours 8 à 14 d'incubation
┆ Acide Pantothenique	┆ Hémorragies sous-cutanées ┆ Œdèmes ┆ Hydrocéphale ┆ Emplumement insuffisant ┆ Pattes tordues ┆ Mortalité embryonnaire au cours des jours 2 à 4 et 11 à 15 d'incubation
┆ Biotine	┆ Chondrodystrophie ┆ Micromélie ┆ Syndactylies ┆ Hémorragies de l'embryon et des membranes ┆ Mortalité embryonnaire au cours des jours 3 à 4 et au-delà du 17 <sup>ème</sup> jour d'incubation
┆ Acide Folique	┆ Syndactylies ┆ Os tordus ┆ Tête plate, yeux petits, viscères ectopiques ┆ Bec de perroquet, autres défauts du bec ┆ Mortalité embryonnaire au-delà du 17 <sup>ème</sup> jour d'incubation
┆ vitamine B12	┆ Œdèmes (en particulier autour des yeux) ┆ Hémorragies ┆ Doigts tordus ┆ Bec court ┆ Faible développement musculaire au niveau des pattes ┆ Malpositions (tête entre les pattes) ┆ Mortalité embryonnaire au cours des jours 8 à 14 et 16 à 18 d'incubation
┆ Manganèse	┆ Chondrodystrophie ┆ Squelette déformé ┆ Raccourcissement des os longs ┆ Bec de perroquet ┆ Micromélie ┆ Œdèmes ┆ Mortalité embryonnaire au-delà du 18 <sup>ème</sup> jour d'incubation ┆ Incoordination des poussins
┆ Zinc	┆ Anomalies du squelette (en particulier au niveau de la colonne vertébrale) ┆ Yeux petits ┆ Viscères ectopiques ┆ Anomalies du bec et de la tête ┆ Poussins fragiles
┆ Calcium	┆ Effets indirects : qualité de coquille insuffisante, pertes de poids plus importantes, risques de contaminations accrues
┆ Magnésium	┆ Croissance insuffisante ┆ Tremblements, convulsions ┆ Haletements

<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Phosphore</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Malformations osseuses</li> <li>┆ Mortalité embryonnaire au cours des jours 14 à 16 d'incubation</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Cuivre</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Anomalies du sang et du système circulatoire</li> <li>┆ Pic de mortalité précoce (avant le 3ème jour d'incubation)</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Sélénium</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>┆ Diathèse exsudative</li> <li>┆ Les excès de sélénium vont provoquer des œdèmes de la tête et du cou, des pattes tordues, des nécroses dans le cerveau et la moelle, une mandibule supérieure raccourcie et une augmentation de l'incidence de malpositions</li> </ul>

## RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

---

- ┆ Baggott G.K. (2001). Development of extra-embryonic membranes and fluid compartments. In: Deeming D.C. (ed.). Perspectives in Fertilisation and Embryonic Development in Poultry. Lincolnshire, UK: Ratite Conference Books, 23-29.
- ┆ Boerjan M. (2005). Genetic progress inspires changes in incubator technology. Pas Reform Hatchery Technologies. Bovendorpsstraat 11, 7038 CH, P.O. Box 2, 7038 ZG Zeddum, The Netherlands.
- ┆ Brake J., Walsh T., Benton C., Petite J., Meijerhof R. et Peñalva G. (1997). Egg handling and storage. Poultry Science, 76, 144-151.
- ┆ Christensen V.L., Wineland M.J. et Fairchild B.D. (2001). Changes in cardiac energy metabolism during the plateau stage in oxygen consumption of the turkey embryo. Avian and Poultry Biology Reviews, 12, 4: 169-202.
- ┆ Cutchin H.R., Wineland M.J., Christensen V.L., Davis S. et Mann K.M. (2009). Embryonic development when eggs are turned different angles during incubation. Journal of Applied Poultry Research, 18, 447-451.
- ┆ Dane A.C, Burggren W.W. et Altimiras J. (2003). Cardiovascular regulation during hypoxia in embryos of the domestic chicken *Gallus gallus*. American Journal of Physiology - Regulatory, Integrative and Comparative Physiology, 284, R219-R226.
- ┆ Decuypere E. et Michels H. (1992). Incubation temperature as a management tool: a review. World's Poultry Science Journal, 48, 28-38.
- ┆ Decuypere E., Tona K., Bruggeman V. et Bamelis F. (2001). The day-old chick: a crucial hinge between breeders and broilers. World's Poultry Science Journal, 57, 127-138.
- ┆ Decuypere E., Onagbesan O., De Smit L., Tona K., Everaert N., Witters A., Debonne M., Verhoelst E., Buyse J., Hassanzadeh M., De Baerdemaeker J., Arckens L. et Bruggema, V. (2006). Hypoxia and hypercapnia during incubation of chicken eggs: effects on development and subsequent performance. World's Poultry Science Journal (Suppl), 486-490.
- ┆ Deeming D. (2000). Storage of hatching eggs. Poultry International, 39, 13:44-50.
- ┆ De Lange G. (2009). Storage of hatching eggs. International Hatchery Practice, 23, 4:29.
- ┆ Dorn D.J. (2010). The effect of non-ventilated or hypercapnic incubation on embryonic development and embryonic heart development of two broiler-lines (Ross 308 and Isa JA 757). Freie Universität Berlin, Berlin, Germany. Thesis, 187 pp.
- ┆ Elibol O., Peak S.D. et Brake J. (2002). Effect of flock age, length of egg storage, and frequency of turning during storage on hatchability of broiler hatching eggs. Poultry

## RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

---

Science, 81, 945-950.

- ┆ Elibol O. et Brake J. (2003). Effect of frequency of turning from three to eleven days of incubation on hatchability of broiler hatching eggs. Poultry Science, 82, 357-359.
- ┆ Elibol O. et Brake J. (2006a). Effect of egg turning angle and frequency during incubation on hatchability and incidence of unhatched broiler embryos with head in the small end of the egg. Poultry Science, 85, 1433-1437.
- ┆ Elibol O. et Brake J. (2006b). Effect of flock age, cessation of egg turning, and turning frequency through the second week of incubation on hatchability of broiler hatching eggs. Poultry Science, 85, 1498-1501.
- ┆ Eyal-Giladi H. et Kochav S. (1976). From cleavage to primitive streak formation: A complementary normal table and a new look at the first stages of the development of the chick. I. General morphology. Developmental Biology, 49, 321-337.

## RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

---

- ┆ Fasenko G.M., Robinson F.E., Whelan A.I., Kremeniuk K.M. et Walker J.A. (2003a). Effects of pre-storage incubation on the hatchability of long-term stored broiler breeder eggs. *New developments in reproduction and incubation of broiler chickens. Volume 2 : Broiler breeder production series. Spotted Cow Press.*
- ┆ Fasenko G.M., Robinson F.E., Ford E.M., Gruber L.M. et Lehmann H.R. (2003b). Does incubation between egg storage at the farm and the hatchery improve hatchability of eggs stored for 14 days? *New developments in reproduction and incubation of broiler chickens. Volume 2 : Broiler breeder production series. Spotted Cow Press.*
- ┆ Fasenko G.M. (2007). Egg storage and the embryo. *Poultry Science*, 86, 1020-1024.
- ┆ French N.A. (1997). Modeling incubation temperature: The effects of incubator design, embryonic development and egg size. *Poultry Science*, 76, 124-133.
- ┆ French N.A. (2010). Tips for successful hatchery management. *Poultry International*, August, 30-33.
- ┆ Hill D. (2001). Chick quality uniformity profiles as a field measurement of chick quality? *Avian and Poultry Biology Reviews*, 12, 4: 169-202.
- ┆ Hulet R. (2001). Chick quality, the result of maximising embryonic metabolism. *Avian and Poultry Biology Reviews*, 12, 4: 169-202.
- ┆ Hulet R., Gladys G., Hill D., Meijerhof R. et El-Shiekh T. (2007). Influence of egg shell embryonic incubation temperature and broiler breeder flock age on posthatch growth performance and carcass characteristics. *Poultry Science*, 86, 408-412.
- ┆ Jin Y., Lee K.T., Lee W.I. et Han Y.K. (2011). Effects of storage temperature and time on the quality of eggs from laying hens at peak production. *Asian-Australasian Journal of Animal Science*, 24, 2:279-284.
- ┆ Khaner O. (1993). Axis determination in the avian embryo. *Current Topics in Developmental Biology*, 28, 155-180.
- ┆ Leksrisompong N., Romero-Sanchez H., Plumstead P.W., Brannan K.E. et Brake J. (2007). Broiler incubation. 1. Effect of elevated temperature during late incubation on body weight and organs of chicks. *Poultry Science*, 86, 2685-2691.
- ┆ Lapão C., Gama L.T. et Chaveiro Soares M. (1999). Effects of broiler breeder age and length of egg storage on albumen characteristics and hatchability. *Poultry Science*, 78, 640-645.
- ┆ Lourens A., Van den Brand H., Meijerhof R. et Kemp B. (2005). Effect of eggshell temperature during incubation on embryo development, hatchability and post-hatch development. *Poultry Science*, 84, 914-920.

## RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

---

- ┌ Lourens A., Molenaar R., Van den Brand H., Heetkamp M.J.W., Meijerhof R. et Kemp B. (2006). Effect of egg size on heat production and the transition of energy from egg to hatchling. *Poultry Science*, 85, 770-776.
- ┌ Mahmud A. et Pasha T.N. (2008). Effect of storage, pre-heating and turning during holding period on the hatchability of broiler breeder eggs. *Pakistan Veterinary Journal*, 28, 3:153-154.
- ┌ Medway W. et Kare M.R. (1957). Water metabolism of the domestic fowl. From hatching to maturity. *American Journal of Physiology*, 190, 139-141.
- ┌ Meijerhof R. (1992). Pre-incubation holding of hatching eggs. *World's Poultry Science Journal*, 48, 57-68.
- ┌ Meijerhof R. (2009a). Principles of moisture loss during incubation. HatchTech Incubation Technology. Technical Information.

## RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

---

- ┆ Meijerhof R. (2009b). The influence of incubation on chick quality and broiler performance. Australian Poultry Science Symposium, 20, 167-170.
- ┆ Molenaar R. (2010). Perinatal development and nutrient utilization in chickens. Effects of incubation conditions. Thesis. Wageningen University, Wageningen, The Netherlands.
- ┆ Molenaar R., Reijrink I., Meijerhof R. et Van den Brand H. (2010). Meeting embryonic requirements of broilers throughout incubation: A Review. Brazilian Journal of Poultry Science, 12, 3: 137-148.
- ┆ Pas Reform (2006). Guide d'incubation. Œufs de poule (poulets de chair). Pas Reform Incubation Technologies, 50 pp.
- ┆ Proudfoot F. (1966). Hatchability of stored chicken eggs as affected by daily turning during storage and pre-warming and vacuuming eggs enclosed in plastic with nitrogen. Canadian Journal of Animal Science, 46, 47-50.
- ┆ Rahn H. et Ar A. (1974). The avian egg: incubation time and water loss. The Condor, 76, 147-152.
- ┆ Reijrink I., Meijerhof R., Kemp B. et Van den Brand H. (2008). The chicken embryo and its micro-environment during egg storage and early incubation. World's Poultry Science Journal, 64, 581-598.
- ┆ Reijrink I. (2009). How to survive prolonged egg storage? HatchTech Incubation Technology. Technical Information.
- ┆ Reijrink I., Van Duijvendijk L.A., Meijerhof R., Kemp B. et Van den Brand H. (2010a). Gas concentrations during storage do not affect hatchability and chick quality. Poultry Science, 89, 1992-2000.
- ┆ Reijrink I., Berghmans D., Meijerhof R., Kemp B. et van den Brand H. (2010b). Influence of egg storage duration and preincubation warming profile on embryonic development, hatchability and chick quality. Poultry Science, 89, 1225-1238.
- ┆ Robertson I. (1961a). Studies on the effect of humidity on the hatchability of hen's eggs. I. The determination of optimum humidity for incubation. The Journal of Agricultural Science, 57, 185-194.
- ┆ Robertson I. (1961b). The influence of turning on the hatchability of hens' eggs. I. The effect of rate of turning on hatchability. Journal of Agricultural Science of Cambridge, 57, 49-56.
- ┆ Romijn C. et Lokhorst W. (1960). Foetal heat production in the fowl. Journal of Physiology, 150, 239-249.

## RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

---

- ┆ Sauter E.A. et Petersen C.F. (1974). The effect of egg shell quality on penetration by various *Salmonellae*. Journal of Poultry Science, 53, 2159-2162.
- ┆ Sauveur B. (1988). Reproduction des volailles et production d'œufs. INRA. Station de recherches avicoles. Centre de Tours-Nouzilly, 37380 Monnaie. 449 p.
- ┆ Thornton G. (2011). Managing the hatch window. Watt Poultry USA, March, 20-22.
- ┆ Tona K., Bamelis F., Coucke W., Bruggeman V. et Decuypere E. (2001a). Relationship between broiler breeder's age and egg weight loss and embryonic mortality during incubation in large- scale conditions. Journal of Applied Poultry Research, 10, 221-227.
- ┆ Tona K., Decuypere E. et Coucke W. (2001). Effects of strain, hen age and transferring eggs from turning to stationary trays after 15 to 18 days of incubation. British Poultry Science, 42, 5: 663-667.

- ┆ Tona K., Onagbesan O., De Ketelaere B., Decuypere E. et Bruggeman V. (2003). Effects of turning duration during incubation on corticosterone and thyroid hormone levels, gas pressures in air cell, chick quality and juvenile growth. *Poultry Science*, 82, 1974-1979.
- ┆ Tona K., Onagbesan O., De Ketelare B., Decuypere E. et Bruggeman V. (2004). Effects of age of broiler breeders and egg storage on egg quality, hatchability, chick quality, chick weight, and chick post-hatch growth to forty-two days. *Journal of Applied Poultry Research*, 13, 10-18.
- ┆ Tona K., Onagbesan O., Bruggeman V., Mertens K. et Decuypere E. (2005). Effects of turning duration during incubation on embryo growth, utilization of albumen, and stress regulation. *Poultry Science*, 84, 315-320.
- ┆ Van de Ven L. (2003). Storage of hatching eggs in the production process. *International Hatchery Practice*. 18 : 8, 27-31.
- ┆ Walsh T., Rizk R.E. et Brake J. (1995) Effects of temperature and carbon dioxide on albumen characteristics, weight loss and early embryo mortality of long stored hatching eggs. *Poultry Science*, 74, 1403-1410.
- ┆ Wilson H.R. (1991). Physiological requirements of the developing embryo: temperature and turning. In: *Avian Incubation*. Tullet S.G. editions, 145-156.
- ┆ Wilson H.R. (2004). Hatchability problem analysis. University of Florida. IFAS extension. 13 pp.
- ┆ Wineland M.J., Christensen V.L., Fairchild B.D. et Yildirim I. (2001). Effect of temperature and oxygen upon embryos during the plateau stage. *Avian and Poultry Biology Reviews*, 12, 4: 169-202.
- ┆ Yalçin S., Molayoğlu H.B., Baka M., Genin O. et Pines M. (2007). Effect of temperature during the incubation period on tibial growth plate chondrocyte differentiation and the incidence of tibial dyschondroplasia. *Poultry Science*, 86, 1772-1783.
- ┆ Yassin H., Velthuis A.G.J., Boerjan M., van Riel J. Et Huirne R.B.M. (2008). Field study on broiler eggs hatchability. *Poultry Science*, 87, 2408-2417.

---

## 2. Dangers microbiologiques

La qualité sanitaire du couvoir et de son environnement est déterminante pour la chaîne de production du poulet de chair et toutes les mesures de désinfection visent à réduire la charge de la totalité des germes pathogènes très tôt dans le couvoir du fait de la grande difficulté à réaliser cela plus tard au niveau des élevages. Ceci reste toujours un des problèmes majeurs dans l'industrie aviaire (**Coufal et al., 2003**).

### 2.1. La bactériologie aviaire

#### 2.1.1. Généralité

Les bactéries représentent le groupe le plus étendu et le plus divers des procaryotes. Souvent unicellulaires, elles se multiplient par scission binaire Transversale. Elles sont sphériques ou ovoïdes (cocci), cylindriques (bâtonnets) ou hélicoïdales (spirochètes). Parmi les bactéries isolées chez l'animal sont la famille des entérobactéries. Elles sont même souvent utiles (**Guérin et al., 2011**).

### 2.2. Infections transmises par l'œuf

On distingue usuellement deux voies de contamination de l'œuf dites respectivement « verticale » et « horizontale ».

Dans la contamination « verticale », l'infection est transmise directement de la reproductrice à l'embryon ; ce mode de transmission est admis pour :

- Des bactéries : Salmonelles (*S.pullorum* en particulier), mycobactéries de la tuberculose aviaire, etc....
- Des mycoplasmes,
- Des virus : leucose lymphoïde et encéphalomyélite, maladie de Newcastle, bronchite infectieuse (en phase initiale) et arthrite virale éventuellement (**Sauveur., 1988**).

La contamination « horizontale » commence dès le dépôt de germes pathogènes sur la coquille lorsque l'œuf franchit le cloaque de la poule ; elle peut se poursuivre d'un œuf à l'autre (dans les nids, les alvéoles ou en incubateur) ou d'un poussin à l'autre (en éclosoir ou dans les boîtes après éclosion). Les germes transmis « horizontalement » au poussin peuvent donc provenir du tube digestif ou de l'oviducte des reproductrices, des litières, de l'atmosphère, du personnel ou du matériel du couvoir (**Sauveur., 1988**).

### 2.2.1. Microbisme de la coquille

La présence des microorganismes sur les coquilles d'œufs, (**Cook et al., 2003**), est presque de 96% des œufs pondus en possèdent sur leur surface. C'est aussi un facteur impliqué dans la diminution de la viabilité des œufs par passage tans-coquillère à la faveur des conditions d'ambiance, température et humidité (**Bruce et Drysdale, 1994 ; Stoleson et Beissinger., 1999**).

La contamination de l'œuf par des microorganismes à partir de la coquille durant l'incubation a un effet bien démontré sur l'augmentation du taux de mortalité embryonnaire (**Bruce et Drysdale., 1994**). En milieu d'humidité favorable, les germes peuvent atteindre la membrane coquillère au premier jour, pour atteindre le jaune d'œuf après 5 jours (**Cook et al., 2003**).

## 2.3. Germes pathogènes

### 2.3.1. Salmonelles

*Les salmonelles* sont placées en tête du tableau des microorganismes pathogènes dans la filière avicole d'autant plus que ces bactéries ont un large pouvoir de diffusion dans l'environnement (**Diafi ., 2010**).

*Les salmonelles* sont des bactéries à coloration gram négatif de la famille des *Enterobactériacae* ; elles se présentent sous la forme de bacilles de 3 microns de long sur 0,5 microns de large, sporulés, non capsulés, mobiles ou immobiles (**Guérin et al., 2011**).

#### 2.3.1.1. La structure antigénique

La structure antigénique est complexe :

- L'antigène somatique ou Ag O (ou Ag de paroi) est une endotoxine thermostable (qui résiste à la chaleur) responsable de la plus ou moins grande gravité du choc endotoxique.
- L'antigène flagellaire ou Ag H , thermolabile , ne se rencontre que sur les formes mobiles une sérotype peut avoir 1, 2 ou 3 AgH différents et sera mono , di ou triphasique .
- L'antigène Vi ou antigène virulence ne se rencontre que sur certaines salmonelles. il est thermolabile et masque l'antigène O. La structure antigénique est également utilisée pour la classification (**Guérin et al., 2011**).

### 2.3.1.2. Classification

Les salmonelles sont classées en 2 espèces :

- *Salmonella choleraesuis*, la plus fréquente ;
- *Salmonella bongori*, qui est rare.

Le terme *choleraesuis*, très mal adapté, a été remplacé par *enterica*, ce qui donne aujourd'hui : *salmonella enterica* On distingue 7 sous-espèces de salmonelles (**Guérin et al., 2011**) :

- *S. enterica* sous – espèce *enterica* (I) ;
- *S. enterica* sous – espèce *salamae* (II) ;
- *S. enterica* sous – espèce *arizonae* (IIIa) ;
- *S. enterica* sous – espèce *diarizonae* (IIIb) ;
- *S. enterica* sous – espèce *houtenae* (IV) ;
- *S. enterica* sous – espèce *bongori* (V) ;
- *S. enterica* sous – espèce *indica* (VI).

### 2.3.1.3. Caractères biochimiques

La très grande majorité (99,8%) des souches de *salmonella*, isolées de l'homme et des animaux à sang chaud, appartiennent à la sous-espèce I, dont le « profil biochimique » est le suivant :

- Lactose<sup>-</sup>, ONPG<sup>-</sup>, H<sub>2</sub>S<sup>+</sup>, gaz ( glucose)<sup>+</sup> ;
- LDC<sup>+</sup>, ODC<sup>+</sup>, ADH<sup>-</sup>, uréase<sup>-</sup>, TDA<sup>-</sup>, indol<sup>-</sup>, gélatinase<sup>-</sup>, DNase<sup>-</sup> ;
- VP<sup>-</sup>, RM<sup>+</sup>, citrate de simmons<sup>+</sup>, adonitol<sup>-</sup>, glycérol<sup>-</sup>, galacturonate<sup>-</sup> (**Le Minor et al., 1993**).

### 2.3.1.4. Mode de transmission

La transmission est à la fois directe et indirecte, (verticale et horizontale). Les matières fécales c'est la matière la plus virulente. Les salmonelles, hôtes normaux du tube digestif, sont omniprésentes dans le milieu extérieur et peuvent persister :

- Plus de 2 ans dans les fientes, à l'abri du soleil et dans une fraîcheur humide ;
- Plus de 9 mois dans le sol à l'abri du soleil ;
- Plusieurs mois dans la boue ou l'eau des mares, à l'abri du soleil (**Guérin., 2011**).

La transmission « verticale ' » des salmonelles varie selon les sérovars ; d'une manière générale, on doit distinguer :

- La transmission ovarienne au sens strict : c'est un phénomène rare mais très grave car il entraîne la contamination interne de l'œuf, sans aucun moyen de désinfection. Cette transmission concerne certains sérovars, dits « invasifs », qui ont la propriété de passer la barrière intestinale et de diffuser dans la circulation générale.
- La contamination de la coquille de l'œuf lors du passage dans le cloaque ou lors du dépôt des œufs sur des litières sales, des fientes et surtout lors de diarrhées. C'est le mode de contamination le plus courant ; on peut théoriquement le contrôler en assurant l'hygiène de l'œuf (**Guérin., 2011**).

#### **2.3.1.5. Pouvoir pathogène**

L'œuf est à l'origine de nombreuses toxi-infections alimentaires collectives. La coquille des œufs peut être souillée en surface par des fientes contaminées (**Guérin., 2011**).

La contamination de l'œuf à couver par les salmonelles peut provoquer la mortalité embryonnaire avant le 3<sup>ème</sup> jours, 7<sup>ème</sup> jours à 17<sup>ème</sup> jours d'incubation, ou provoquer une maltransformation des embryons en poussins et encore l'éclatement de l'œuf (**Wilson., 2004**).

La contamination du couvoir en particulier pendant l'éclosion peut donner des embryons nains (**Wilson., 2004**). Donc la contamination de l'OAC ou le couvoir par les salmonelles peut influencer le taux d'éclosion.

#### **2.3.1.6. Clinique**

##### **2.3.1.6.1. Salmonellose infection**

Elle se traduit par un simple portage bactérien par des animaux apparemment sains, sans symptômes ni lésions, qui hébergent le germe à titre saprophyte (**Guérin., 2011**).

##### **2.3.1.6.2. Salmonellose maladie**

Elle s'exprime selon un fond commun pour les poulets de chair, avec quelques particularités spécifiques.

---

C'est le plus souvent une maladie périnatale :

- Mortalité des poussins avant ou après bêchage.
- Mortalité dans les jours qui suivent l'éclosion.
- L'ampleur de la mortalité est modulée par les conditions d'élevage (**Guérin., 2011**).

#### **2.3.1.7. Diagnostic**

Le diagnostic de certitude se fait au laboratoire :

Dans un contexte de dépistage : la recherche de salmonelles dans les litières et dans l'environnement au sens large (poussières, abords ....), ou dans les fonds de boîtes ayant servi à transporter les animaux, permet après des méthodes d'enrichissement de déterminer le portage salmonellique dans un élevage.

Le froid, et surtout la congélation, peuvent réduire la population salmonellique de quelques logs. Il faut le savoir lors d'envoi de prélèvement en laboratoire afin que soient mises en place des méthodes d'enrichissement adaptées pour réactiver les salmonelles (**Guérin., 2011**).

#### **2.3.1.8. Contrôle des salmonelles dans les couvoirs et œufs à couver**

La présence de salmonelles sur les œufs fertiles et à couver était un point critique de la contamination des futurs multiplicateurs chairs qui vont en découler (**Cox et al., 2000**). La décontamination des OAC et des couvoirs devient une nécessité et se voit utiliser plusieurs artifices ; des rayons UV, aux ultrasons, à l'eau électrolysée oxydative ....qui donnent des résultats très prometteurs pour la limite de la propagation de Salmonelle dans les parquets de multiplicateurs chair (**Russel., 2003**). Les plateaux de rangement des OAC à base de lamelles de fer ou de plastic sont plus appropriés pour diminuer la charge microbienne que celle à base de bois (**Sander et ses collaborateurs ., 2003**).

### **2.3.2. Autres bactéries pathogènes dans le couvoir**

#### **2.3.2.1. Les colibacilles**

Les colibacilles considérés comme bactéries pathogènes secondaires « agents de# surinfection» (**Nakamura et al., 1992**) La fréquence des infections bactériennes à *Escherichia coli* place cette pathologie en tête de liste des pathologies dominantes en élevage avicole, essentiellement celui du poulet de chair (**Zahraei-Salehi et al., 2006**)

### **2. 3.2.1.1. *Escherichia coli***

*Escherichia coli* est une bactérie à coloration Gram négatif, asporulée, de 2,5 microns de long sur 0,6 micron de large, le plus souvent mobile.

Contrairement ce qui se passe chez les mammifères, *Escherichia coli* provoque peu d'entérites chez les oiseaux : 10 à 15 % des colibacilles réputés pathogènes sont des hôtes normaux du tube digestif aviaire, qui s'installent sur des lésions préexistantes (irritation de l'appareil respiratoire par une atmosphère viciée ou des poussières d'élevage, par exemple) ou sur un organisme affaibli. Les colibacilles aviaires ou APEC (*Avian Pathogenic E Coli*) ont ainsi des propriétés particulières de multiplication en dehors du tube digestif, qui est l'écosystème naturel des colibacilles (**Guérin et al., 2011**).

### **2. 3.2.1.2. Mode de transmission**

La transmission se fait, surtout, par voie respiratoire ( $10^6$  colibacilles par gramme de poussière présente dans l'environnement des volailles), le véhicule des APEC via l'œuf est aussi fréquent et se fait essentiellement à la faveur d'une contamination fécale de la surface de l'œuf lors de l'oviposition avec une dissémination rapide à l'ensemble du lot lors de l'éclosion (**Jordan et Pattison., 1996 ; Dho-Moulin et Fairbrother., 1999**).

### **2.3.2.2. Les mycoplasmes**

La dissémination des mycoplasmes se fait verticalement par l'œuf suite à la contamination de l'oviducte «*M. meleagridis* et *M. iowae*» ou par contigüité de l'oviducte aux sacs aériens contaminés «*M. gallisepticum* et *M. synoviae* » (**Mac Owan et al., 1984; Kempf., 1997**) et horizontalement par voie respiratoire et/ou conjonctivale lors du contact direct entre les animaux ou indirectement par le biais des différents supports contaminés (**Lee et al., 2008**).

Les mycoplasmes sont des procaryotes délimités par une simple membrane cytoplasmique. Ils sont dépourvus de paroi et à ce titre, sont sensibles à tous les désinfectants usuels mais insensibles aux antibiotiques altérant la paroi ou sa synthèse comme les bêtalactamines, qui inhibent la synthèse du peptidoglycane.

Ce sont les plus petits micro-organismes capables d'autonomie biologique. Ce sont donc des bactéries très sommaires mais de culture difficile et lente.

Les espèces les plus pathogènes et importantes sont *Mycoplasma gallisepticum*

, *Mycoplasma synoviae*. La transmission de mycoplasme est surtout verticale (transovarienne), mais aussi horizontale, *via* les aérosols (**Guérin et al., 2008**).

## 2.4. Les germes opportunistes

### 2.4.1. Les staphylococcies

Les staphylocoques sont des germes opportuniste qui profitent des lésions tégumentaires pour envahir l'organisme sous forme d'abcès, d'arthrite ou de septicémie (**Guérin et al, 2011**).

Les staphylocoques sont des cocci gram + ubiquitaires (**Strobel et al, 2003**) appartiennent à la famille des *Micrococcaceae*, anaérobies aérobies facultatifs, 0.5-1µm de diamètre, fermentent le glucose sans produire de gaz, transforment le nitrate en nitrite, aspérulés (**Devriese et al, 2005**).

Les Staphylocoques se manifestent surtout à la faveur d'une hygiène défectueuse sous forme d'omphalite, de dermite, d'abcès, d'arthrite septique et même de la septicémie (**Villate., 2001; Zhou et al., 2007**).

### 2.4.2. *Pseudomonas aeruginosa*

C'est un élément normal de la flore buccale, cutanée ou digestive, est un germe hydrotellurique (eau, boue) qui pose parfois des problèmes sur les œufs souillés et mis en incubation (éclatement).

C'est donc essentiellement ne préoccupation sanitaire pour les couvoirs, car l'infection de l'œuf incubé pourra provoquer son éclatement et c'est un agent pathogène opportuniste pouvant provoquer des infections vitellines, des septicémies du jeune poussin, toujours dues à de lourdes fautes hygiéniques (**Guérin et al., 2011**).

Il ya d'autres bactéries peuvent aussi joue un rôle comme *Klebsiella*, *Citrobacter* et *Listeria monocytogenes* (**Villate., 2001**).

### 3.1. Problématique

Notre travail a été réalisé au sein de l'unité MOSTAVI SPA Ain Nouissy – Mostaganem, L'entreprise a décidé de lancer l'élevage d'une nouvelle souche pour but d'améliorer leur production. Cette souche est Hubbard classique (annexe 01) c'est une souche à une croissance initiale forte couplée à un très bon indice de la conversion, son pourcentage moyen d'éclosabilité est 84.60%.

Mais une chute notable dans les taux d'éclosion dans les deux premières incubations le 20/02/2017 et le 27/03/2017 (**Tableau 05**).

**Tableau 05** : Les taux d'éclosion d'Hubbard classique.

Éclosion	BAT 01	BAT 02	BAT 03	BAT 04	BAT 05	BAT 06
13/03/2017	64.28%	71.42%	57.14%	52.38%	64.28%	61.90%
17/04/2017	73.80%	76.19%	69.05%	58.67%	72.34%	78.58%

Selon ce tableau nos remarquons une diminution importante dans le bâtiment 04 par rapport à la norme. Cette chute peut être à cause d'une contamination bactérienne des œufs à couver à partir de la poulette reproductrice ou mal suivi sanitaire dans le bâtiment ou le couvoir.

### 3.2. Objectif

Le but de cette étude est d'évaluer l'efficacité des mesures d'hygiène sur la qualité microbiologique de l'œuf à couver dans le couvoir producteur de poussin chair. Ainsi que sur le taux d'éclosion. Le travail a porté sur le suivi sanitaire des œufs à couver depuis le centre d'élevage de la poulette reproductrice jusqu'au couvoir.

### 3.3. Le cadre d'étude

Cette étude a été réalisée au niveau de l'entreprise SPA MOSTAVI Ain-Nouissy Wilaya de Mostaganem.

### 3.4. Échantillonnage

Cette étude a été réalisée sur le bâtiment numéro 04 afin d'améliorer le taux qui est très bas par rapport aux autres. Pour cette raison une prise d'échantillon de 150 œufs suivi par une série d'analyses bactériologiques (la recherche de la *salmonella*).

### 3.5. Matériel et méthodes

#### 3.5.1. Matériel

Le matériel utilisé : Etuve, bec benzine, balance, plaque chauffante, fiole, bicher, écouvillon, tube sec, incubateur, éclosiers, chariot, les plateaux, ventouse d'aspiration.

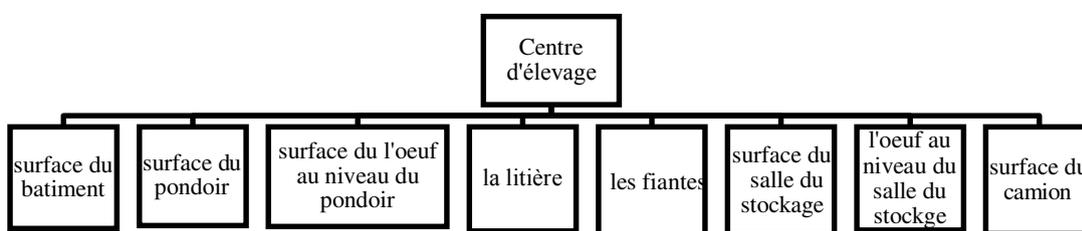
##### 3.5.1.1. Les milieux de culture

Milieu TSE (Eau tryptone sel (diluant)), Bouillon à la sélénite-cystéine (SFB), Gélose Hektoen, milieu Hjna kligler (KIA) , Milieu urée indole, Milieu citrate de Simmons, Milieu lysine –décarboxylase (LDC), Réactif de KOVACS (**annexe 03**).

##### 3.5.1.2. Les points de prélèvement

###### a- Prélèvement du centre d'élevage

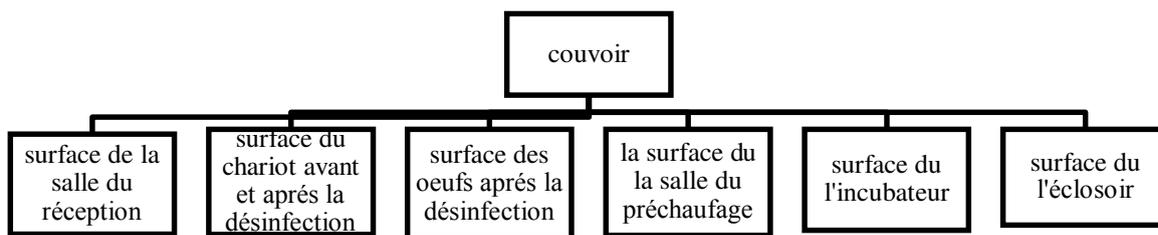
Dans le centre d'élevage On a prélevé des échantillons : sur la surface du bâtiment n°04, la surface du pondoir, la surface de l'œuf au niveau du pondoir, la litière, les fientes, la surface de la salle de stockage, surface de l'œuf au niveau de la salle du stockage, la surface du camion (**Figure 02**).



**Figure 02** : les points de prélèvement du centre d'élevage.

###### b- Prélèvement du couvoir

Dans le couvoir on prélevé d'échantillons sur la surface de la salle de réception, la surface de l'œuf dans la salle de réception, la surface du chariot avant la désinfection, la surface du chariot après la désinfection, la surface de l'œuf après la désinfection ,la surface de la salle préchauffage, la surface de l'incubateur, la surface de l'éclosier (**Figure 03**).



**Figure 03** : les points de prélèvement du couvoir.

### 3.5.2 Méthodologie

#### 3.5.2.1. Recherche de la salmonelle

Le but de ces analyses bactériologiques c'est la recherche du germe pathogène (*Salmonella*) dans le centre de reproduction des œufs à couvrir et dans le couvoir pour détecter son influence sur le taux d'éclosion. Cette recherche a été réalisée selon les étapes suivantes :

##### a. Le pré-enrichissement

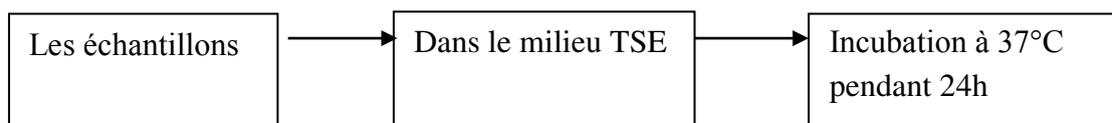
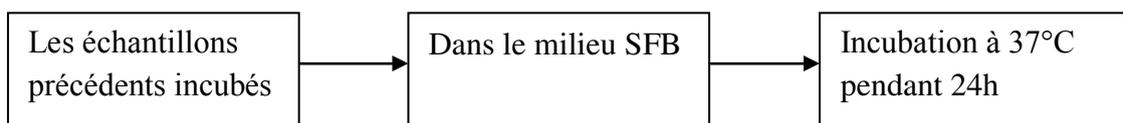
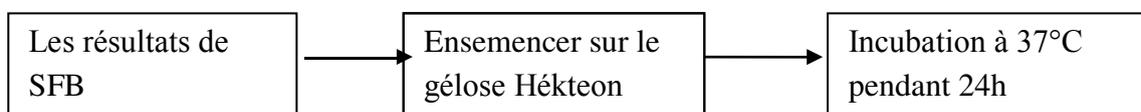
On verse 10ml de TSE dans chaque tube d'échantillon puis on incube à 37°C pendant 24h (Figure 04).

##### b. L'enrichissement

On prend 1ml de l'échantillon précédent puis on le verse dans un tube contenant 10ml de bouillon SFB simple concentration, et on incube à 37°C pendant 24h (Figure 04).  
(Cette opération se fait avec chaque tube)

##### c. L'isolement

Chaque tube fera l'objet d'un isolement sur le milieu gélosé Hektoen. Toutes les boîtes ainsi isolées seront incubées à 37°C pendant 24h (Figure 04).

**Le pré-enrichissement****L'enrichissement****L'isolement**

**Figure 04** : les étapes de la recherche de la salmonelle.

**d. L'identification****1. Examen macroscopique**

Cette étude est réalisée par observation à l'œil nu de la taille, la forme, la couleur et de l'aspect des colonies.

A partir de l'isolement et à l'aide de l'étude macroscopique on obtient : des colonies bleu-verte à centre noir, colonies verte, colonies saumon et colonies saumon à centre noir.

**Remarque :**

Les colonies bleu-vert à centre noire et les colonies vertes indiquent la suspicion de présence de salmonelle.

**2. Examen biochimique**

La galerie biochimique comporte les tests suivant :

**- Uréase :**

les bactéries qui possèdent une uréase suffisamment active transforment l'urée en carbonate d'ammonium.

➤ **La technique**

Dans 0.5 ml de milieu « urée indole »(annexe 03), faire une suspension aussi dense que possible à partir de culture sur le milieu d'Hékton (annexe 03), incubation à 37°C pendant 24h.

- La présence d'une uréase fait virer le rouge de phénol du jaune orangé au rose rouge ou rouge violacé (**Le Minor et al., 1993**).

- **Indole** : certaines bactéries possèdent une tryptophanase, capable de scinder la molécule de tryptophane en donnant de l'indole.

➤ **La technique**

- Ajouter quelques gouttes du réactif de Kovacs (annexe 03), à une culture de 18-24 heures à une suspension dense de bactéries en milieu « urée-indole » après 18-24 heures d'incubation à 37°C (**Le Minor et al., 1993**).

- agiter et laisser reposer.

- La présence d'indole est révélée par anneau rouge en surface.

- L'absence d'indole est révélée par un anneau jaune ou brun.

- **Glucose** : est un sucre qui fermente par des quelque bactérie de la famille d'entérobactériaceae.

➤ **La technique**

sur le milieu Hajna-kligler « glucose-lactose,H<sub>2</sub>S » (annexe 03) ,ensemencer le culot par piqûre, incubation à 37° pendant 24h.

- le culot viré au jaune : glucose fermenté,(glucose positif).
- Dans le cas culot inchangé (glucose négatif) (**Le Minor et al., 1993**).

- **Lactose** : est un sucre qui fermente par des quelque bactérie de la famille d'entérobactériaceae.

➤ **La technique**

sur le milieu Hajna-kligler « glucose-lactose,H<sub>2</sub>S » (annexe 03) ,ensemencer la surface inclinée par stries serrées, incubation à 37° pendant 24h.

- pente virée au jaune : lactose fermenté (lactose positif).
- Dans le cas contraire, couleur initiale inchangée rouge (lactose négatif) (**Le Minor et al., 1993**).

- **Gaz** : la production du gaz est recherchée sur le milieu de Hajna-Kligler (KIA) dont on ensemence le culot par piqûre, incubation à 37° pendant 24h.
- La présence de quelques bulles ou d'une poche gazeuse qui décale le milieu du fond du tube : production de gaz (Gaz positif) (**Le Minor et al, 1993**).
- **H2S** : c'est la recherche d'enzyme de la thiosulfate-réductase, cette enzyme permet de réduire  $S_2O_3^{2-}$  en  $S^{2-}$ . L'anion  $S^{2-}$  peut être révélé grâce à la coloration noire sulfures métalliques, donc il y a production de H2S.

➤ **La technique**

Sur le milieu Hajna-kligler « glucose-lactose, H2S » (annexe 03), ensemencer le culot par piqûre et la surface inclinée par stries serrées, incubation à 37° pendant 24h.

- la production d'H2S (test positif) indique le noircissement plus ou moins prononcé de la pente et principalement du culot (**Le Minor et al, 1993**).
- **LDC** : la lysine-décarboxylase : la décarboxylase est un enzyme qui décarboxyle les acides aminés en formant l'amine correspondante avec dégagement de CO<sub>2</sub>.

➤ **La technique**

Sur le milieu de Moller+ la lysine (annexe 03), à partir d'une culture sur le milieu Hajna-Kligler préparer une suspension bactérienne dense, ensemencer les tubes lysine et témoin avec quelques gouttes de la suspension, incubation à 37° pendant 24h à 4 jours.

Le résultat négatif de témoin le premier jour de lecture donne un virage au jaune.

- Le test LDC positif indique une coloration violette (présence d'une décarboxylase).
- Le test LDC négatif indique une coloration jaune (absence d'une décarboxylase) (**Le Minor et al, 1993**).

- **ONPG** : le test ONPG est une méthode simple et rapide, qui permet de rechercher directement l'enzyme.

➤ **La technique**

Par 0,5 ml d'eau physiologique stérile + des colonies prélever sur la pente de milieu KIA et le disque d'ONPG, incubation à 37°C de 2 heures à 24 heures.

- le test ONPG est positif lorsque la suspension se colore en jaune citrin.
- Le test ONPG est négatif lorsque la suspension se colore en blanchâtre (**Le Minor et al, 1993**).

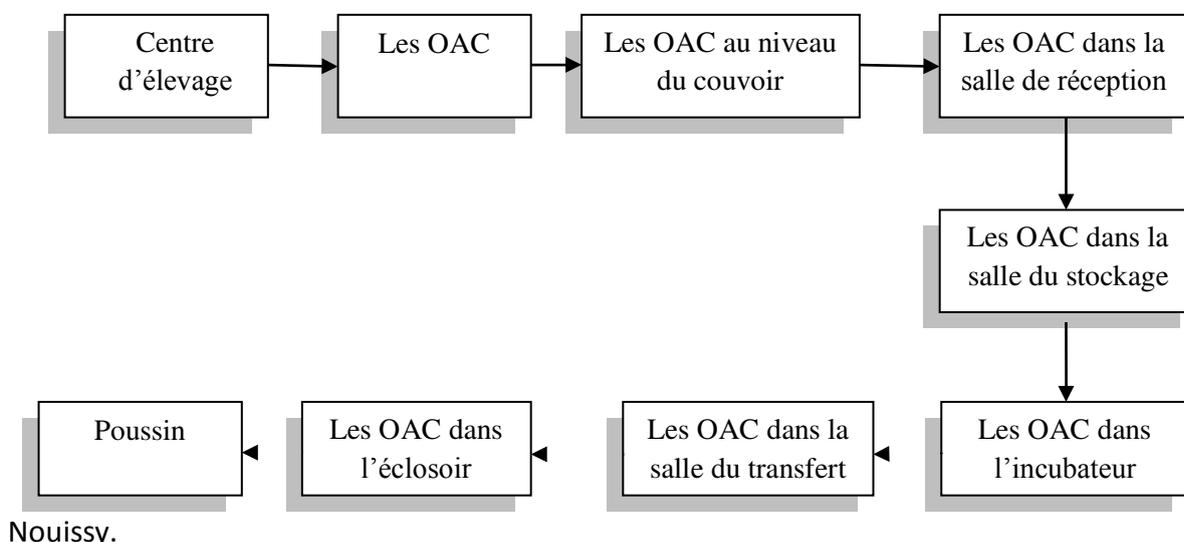
- **Citrate de Simmons** : sur le milieu citrate de Simmons(annexe 03), par un strie central et longitudinale,ensemencer la pente avec une anse chargée incubation à 37° pendant 24h à 7 jours.
- Citrate de Simmons positif : les bactérie capable d'utiliser la citrate comme source de carbone et d'énergie et pourvues d'une citrate-perméase, donc la couleur de milieu devient bleu
- A l'inverse citrate de Simmons négatif : la couleur reste verte (**Le Minor et al, 1993**).

Remarque :

On a fait identification bactérienne par la galerie biochimique pour les colonies verte et les colonies vertes à centre noir.

### 3.5.2.2. Le suivi des œufs à couver dans le couvoir

Pour obtenir des poussins à partir des OAC il faut incuber ces OAC. Dans cette étude l'incubation ce faite d'une manière artificielle, réalisé dans le couvoir de Ain



**Figure 05** : l'acheminement des OAC.

### a- Réception et trie des œufs

La réception des œufs implique une inspection générale de la quantité et de la qualité des œufs reçus de la ferme de reproduction. Le contrôle de qualité implique la vérification de l'identification à la réception et l'enlèvement des œufs impropres. Ce contrôle se fait normalement après la mise des œufs dans les plateaux d'incubation.

### b- Stockage

Au couvoir les œufs sont mis dans des chariots munis de plateaux d'incubation (Figure A) pointe vers le bas à l'aide de ventouse aspiratrices (Figure B) et stocké dans la chambre froide. On ne peut pas éviter le stockage avant l'incubation. Le temps de stockage, et surtout la température et l'humidité relative sous laquelle on stocke les œufs, sont très importants pour le taux d'éclosion. C'est pourquoi il faut stocker les œufs dans des zones spéciales (locaux de stockage d'œufs) où l'on peut obtenir et maintenir la température/humidité relative correcte.

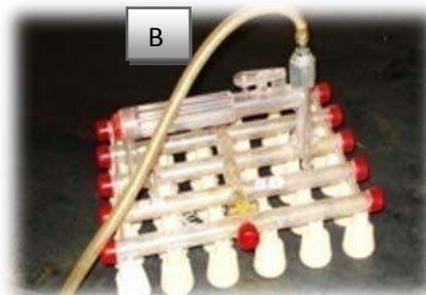


Figure A : chariots munis de plateaux à œufs

Figure B : ventouse d'aspiration.

### c. Désinfection

Les micro-organismes sur la surface de la coquille d'œuf peuvent avoir des effets nuisibles sur la couvabilité et la qualité des poussins. C'est pourquoi il importe de désinfecter les œufs justes avant l'incubation. A ce moment, la méthode de fumigation est la plus efficace pour l'assainissement des œufs mais dans cette entreprise ils ont utilisé la technique de la pulvérisation.

### d. Incubation

Les œufs sont placés dans l'incubateur, la chambre à air en haut a une température entre 37.5°C et 37.8°C avec une humidité qu'elle doit être comprise entre 58% et 60%. Une étape très importante dans l'incubation qu'on ne peut pas éliminer/ négligée est le retournement, les œufs doivent tournés régulièrement dans les machines.

**e. Transfert**

Après environ 18, jours d'incubation, les œufs sont transférés à l'éclosoir. Le transfert des œufs se fait des plateaux d'incubation aux caisses d'éclosion.

**f. Éclosion**

Pour éclore, les œufs sont chargés dans les éclosiers qui ont les mêmes caractéristiques qu'un incubateur. La température doit être comprise entre 54.4°C et 53.8°C avec une humidité ente 50% et 60%.

Le programme d'éclosion commence et dure environ 3 jours. Après 21 jours ce fait on précède au tri et au comptage des poussins, lesquels sont mis par 100 dans des cartons troués pour l'aération et déposées dans la salle d'expédition qui est une salle dotée d'un climatiseur automatique.

## 1. La recherche de la salmonelle

La recherche de germe pathogène salmonelle dans cette étude a été vérifiée par la culture sur la gélose d'Hékton pour chaque échantillon prélevé suivis par quelques tests biochimiques.

### 1.1. Etude macroscopique

Les résultats de la recherche de la salmonella montrent dans la litière des colonies saumon, des colonies saumon à centre noir, une colonie verte et une colonie bleu-vert à centre noir, pour les fientes il ya des colonies saumon et pour les autres échantillons absence des colonies (**Tableau 06**) pour chaque échantillon et dans (Figure 08 et Figure 09).

**Tableau 06** : la recherche de la salmonella dans les échantillons.

Milieu / L'échantillon	SFB	Hékton
Surface du bâtiment	Légèrement rouge	Absence des colonies
Surface de pondoir	Jaune	Absence des colonies
Surface de l'œuf au niveau du pondoir	Jaune	Absence des colonies
La litière	Légèrement rouge	Des colonies bleu-vert au centre noir. Des colonies vertes. Des colonies saumon. Des colonies saumon à centre noir.
Les fientes	Légèrement rouge	Des colonies saumon.
Surface du salle de stockage	Jaune	Absence des colonies
Surface de l'œuf au niveau du salle de stockage	Jaune	Absence des colonies
Surface du camion	Jaune	Absences des colonies
Salle de réception	Jaune	Absence des colonies
L'œuf dans la salle de réception.	Jaune	Absence des colonies
Le chariot avant la désinfection	Jaune	Absence des colonies
Le chariot après la désinfection	Jaune	Absence des colonies
Surface de l'œuf après la désinfection.	Jaune	Absence des colonies
Surface du salle préchauffage	Jaune	Absence des colonies
Surface de l'incubateur.	Jaune	Absence des colonies
Surface de l'éclosoir.	Jaune	Absence des colonies



**Figure 08** : macroscopie des bactéries des fientes dans la gélose d'Héktoon.



**Figure 09** : macroscopie des bactéries de la litière dans la gélose d'Héktoon.

L'observation macroscopique montre :

- **Dans la litière**

Des colonies bleu-vert à centre noir sur l'Hektoen indique suspicion de salmonella à différencier de *proteus mirabilis*. Et les colonies bleu-vert ou vertes indiquent suspicion de *shigella* ou *salmonella*. Et les colonies saumon à centre noir indiquent suspicion *Proteus vulgaris*. Donc le cadre sanitaire peut être non respecter. **(Marchal et al, 1987)**.

- **Dans les fientes** : des colonies saumon indiquent suspicion *d'Escherichia, Levinea, Citrobacter, Klebsiella, Enterobacter, Serratia, yersinia* donc les normes d'hygiène peut être non respecter **(Marchal et al, 1987)**.

- **Les autres échantillons** : absence de la flore microbienne. Représente que le couvoir respecte les normes d'hygiènes.

## 1.2. Etude biochimique

Ces résultats positifs obtenus des tests bactériologiques en été suivis par des tests biochimique afin de confirmer nos résultats (Figure 10 et Figure 11) et (Tableau 07).



**Figure 10** : l'étude biochimique pour la colonie bleu-verte à centre noir.



**Figure 11** : l'étude biochimique pour la colonie verte.

**Tableau 07** : Etude biochimique pour les colonies bleu-vert à centre noir et les colonies vertes.

Test	Colonie bleu-vert à centre noir	Colonie verte
Uréase	-	-
Indole	-	-
Glucose	+	+
Gaz	+	+
Lactose	-	-
H <sub>2</sub> S	+	-
LDC	-	+
ONPG	+	+
Citrate de Simmons	.	-

+ : résultat positive - : résultat négative

Les résultats obtenus du test biochimique pour la colonie bleu-vert à centre indique la présence d'un germe opportuniste qui est *Citrobacter*, et pour la colonie verte c'est la présence d'*Enterobacter* (**Annexe 03**).

Les résultats de l'étude biochimique démontre l'absence de germe pathogène (*salmonella*) dans les échantillons étudiés, ce résultat démontre clairement que les règles d'hygiène sont respecté au niveau du bâtiment 04 et le couvoir.

## 2. Le suivi des œufs à couver dans le couvoir

### 2.1. Le taux d'éclosion

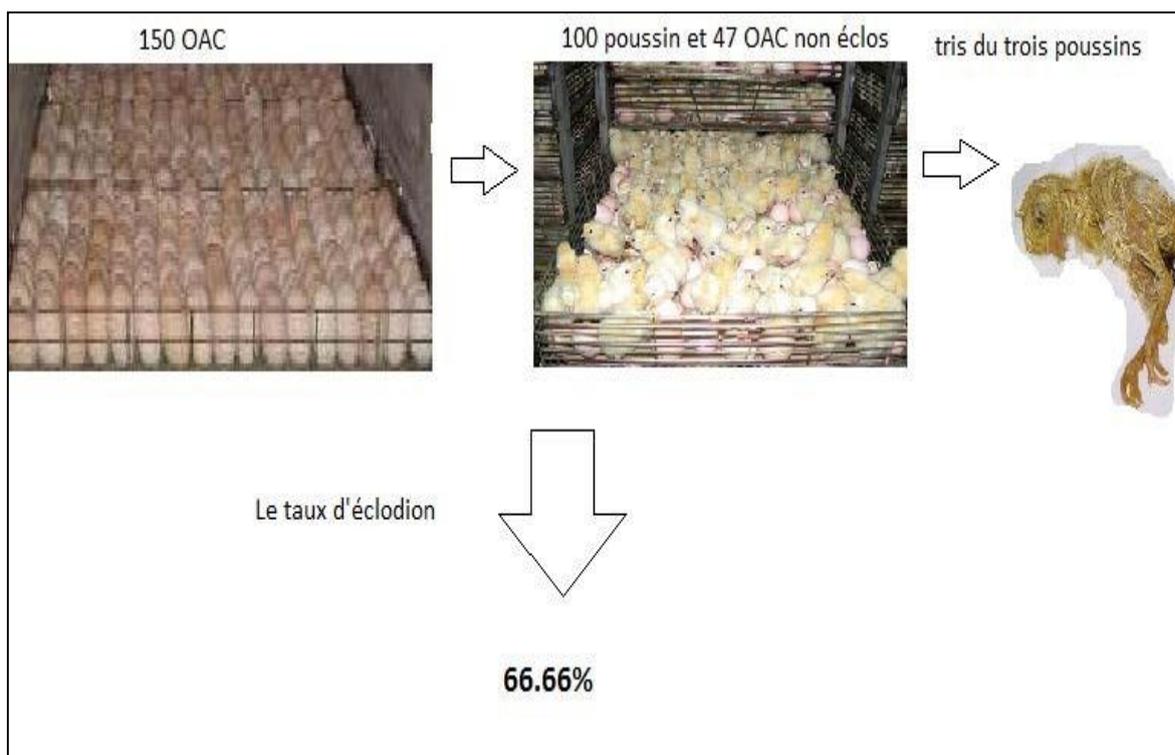
Les résultats d'éclosion des OAC qui on a déjà suivi dans le couvoir est :

- Quantité incubé : 150 OAC.
- Poussins produit : 100 Poussins
- Œufs non éclos : 47 Œufs
- Tris : 3 poussins

Le calcul du taux d'éclosion se fait comme suite :

Taux d'éclosion = poussin produit / quantité incubé (**Reijrink., 2010**).

$$\longrightarrow 100/150 = 0,6666 = 66,66 \%$$



**Figure 12** : le suivi des résultats de l'éclosion.

Le taux d'éclosion obtenu dans cette étude est 66.66%. Donc il y a toujours une chute dans le taux d'éclosion mais les règles d'hygiène sont respectées dans le centre d'élevage (bâtiment 04) et le couvoir.

Nous pensons que cette chute dans le taux d'éclosion est à cause du nombre d'effectif du mal et inférieur par rapport au femelle cela peut donner des œufs non fécondés. Aussi il y a un manque de l'appareil de mirage dans le couvoir, il est important de mirer des œufs entre 7<sup>ème</sup> et 12<sup>ème</sup> jours d'incubation cela va permettre d'identifier les œufs fertiles ou infertiles.

A partir de cette étude est les résultats obtenus on constate que le couvoir respecte les normes d'hygiène car dans les analyses bactériologique il ya aucune présences d'une suspension de la salmonelle dans le centre d'élevage de la poulette reproductrice et dans le couvoir juste quelques germes opportunistes (*Citrobacter*, *Enterobacter*, *proteus volgarus*, *proteus mirabilis*).

Donc la barrière sanitaire de couvoir et de centre d'élevage est respectée donc la qualité des œufs n'influence pas le taux d'éclosion.

Pour les résultats de suivi des OAC nous avons trouvé une augmentation dans le taux d'éclosion (66,66%) mais toujours inférieur par rapport à la norme (84,66%). Alors Cette chute dans le taux d'éclosion est à cause de nombre d'effectif du male (4766) qui est inférieure par rapport au femelle (32387) cela peut donner des œufs non fécondé.

Aussi il ya un manque de l'appareil de mirage dans le couvoir, il est important du mirer des œufs entre 7<sup>ème</sup> et 12<sup>ème</sup> jours d'incubation cela va permettre d'identifié les œufs fertile et infertile pour augmenter le taux d'éclosion.

L'hors de cette étude, nos observation indiquent bien que la désinfection et conduit hygiénique au sein du centre d'élevage et le couvoir est à la norme.

Nous n'avons pas trouvé des salmonelles et aucun d'autres germe pathogène sauf que des germes opportunistes (*Enterobacter*, *Proteus Vulgaris*, *Citrobacter*) dans la litière et l'absence de la flore microbienne dans le couvoir. Ces résultats indiquent que les personnels du couvoir et du centre d'élevage maitrisent les conditions d'hygiène.

Malgré que les normes sanitaire sont respecté il ya toujours une chute dans le taux d'éclosion par rapport à la norme, cette chute est à cause de le nombre d'effectif du male qui est inférieur par rapport au femelle et encore l'absence de la technique du mirage. Cette technique est une technique plus importante lors d'incubation entre 7 et 12 jours et dans le transfert des OAC pour identifier les œufs fertiles et infertiles et les œufs qui contenant des embryons morts très précocement.

En conclusion la barrière sanitaire dans cette unité accouaison et le bâtiment 04 est respectée, on suggère une augmentation d'effectif des males également aux femelles dans le bâtiment 04 et la disponibilité de l'appareil de mirage dans le couvoir.

## Références bibliographiques

### C

**Cook M.I., Beissinger S.R., Toranzos G., Rodriguez R.A., and Arendt W.J., 2003.** Trans-shell infection by pathogenic microorganisms reduces the shelf life of non incubated bird's eggs: a constraint on the onset of incubation. *Proceedings of biological science*, 270(1530):2233- 2240.

**Coufal C.D., Chavez C., Knape K.D., and Carey J.B., 2003.** Evaluation of method of ultraviolet light sanitation of broiler hatching eggs. *Poultry science*, 82:754-759.

**Cox N.A., Berrang M.E. and Cason J.A., 2000.** Salmonella Penetration of Egg Shells and Proliferation in Broiler Hatching Eggs. *Poultry Science*, 79:1571-1574.

### D

**Devriese L.A., Vancnneyt M., Baele M., Vaneechoutte M., De Graf E., Snauwaert C., Cleenwerck I., Dawynot P., Swings J., Decostere A., and haesebrouck F., 2005.** *Staphylococcus pseudodintemedius* sp. Nov, a coagulase-positive species from animals. *International journal of systematic and evolutionary microbiology*, 55:1569-1573.

**Diafi k., 2010.** Le niveau de contamination microbienne du couvoir et son influence sur la qualité du poussin dans la filière chair. Th. Mag. Sciences Vétérinaire. Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger.

### G

**Guérin. J, Balloy. D, Villate .D, 2011 .** Maladies des volailles, 3ème édition France agricole, 311-367.

**Guinebert E., 2004.** Gestion technique des couvoirs Algérie. CEVA santé animal. Hatchability and chick quality. *Poultry Science*, 89, 1225-1238. <http://www.hubbardbreeders.com/fr/produits/femelles-conventionnelles/7753-hubbard-classic.html>

### J

**Jordan F.T.W., and Pattison M., 1996.** Poultry diseases W.B Sanders Company: London, 38-43.

### K

**Kempf I., 1997.** Les mycoplasmoses aviaires. *Le point vétérinaire*, 28(182):41-48.

## L

**Le MINOR L., Claude R., 1993.** salmonetlla: method de laboratoire pour l'indentification des entérobactéries, institut Pasteur Paris p.27, 150, 167,168,170-180.

**Lee S.W., Browning G.F., and Markham P.F, 2008.** Development of replicable OriC plasmid for *Mycoplasma gallisepticum* and *mycoplasma imitans*, and gene disruption through homologous recombination in *M. gallisepticum*. *Microbiology*, (154): 2571-2580.

## M

**Mac Owan K.J., Atkinson J.M., Bell A.M., Brand T.F., Randall C.J., 1984.**Egg transmission of a respiratory isolate of mycoplasma synoviae and infection of the chicken embryo.*Avianpathology*, 13:51-58.

**Meijerhof R., 2009.** The influence of incubation on chick quality and broiler performance Australian Poultry Science Symposium, 20, 167-170.

**Molayo• lu H.B., Baka M., Genin O. et Pines M., 2007.** Effect of temperature during the incubation period on tibial growth plate chondrocyte differentiation and the incidence of tibial dyschondroplasia. *Poultry Science*, 86, 1772-1783.

## N

**Nakamura K., Cook J.K., Frazier J.A., Narita M., 1992.** *Escherichia coli* multiplication and lesions in the respiratory tract of chickens inoculated with infectious bronchitis virus and/or *Escherichia coli*. *Avian diseases*, 36:881-890.

**Nau F, Dubiard C.G., Florenee Bouron,Jean-louis Thapon,2010,** incubation artificielle science et technologie de l'œuf . production et qualité , TFC et DOC,V.01,p . 67-69.

## R

**Reijrink I., 2009.** How to survive prolonged egg storage? HatchTech Incubation Technology. Technical Information.

**Reijrink I., Berghmans D., Meijerhof R., Kemp B. et van den Brand H., 2010.** Influence of egg storage duration and preincubation warming profile on embryonic development.

**Russell S.M., 2003.** The Effect of Electrolyzed Oxidative Water Applied Using Electrostatic Spraying on Pathogenic and Indicator Bacteria on the Surface of Eggs. *Poultry Science*, 82:158T162.

## S

**Sander J.E., Wilson J.L., Cheng I.-H.and Gibbs P.S., 2003.**Influence of Slat Material on Hatching Egg Sanitation and Slat Disinfection *J. Appl. Poult. Res.* 12:74T80.

**Sauveur Bernard et de Reviere Michel, 1988.** Développement embryonnaire et incubation in  
Reproduction des volailles et production d'oeufs. Editions INRA, Paris, France.

**Stoleson S.H., Beissinger S.R., Bruce et Drysdale , 1999.** Egg viability as a constraint on hatching  
synchrony at high ambient temperature. *Journal of animal and ecology*, 68: 951- 962.

## T

**Thornton G., 2011.** Managing the hatch window. *Watt Poultry USA*, March, 20-22.

**Tona K., Decuypere E. et Coucke W., 2001.** Effects of strain, hen age and transferring eggs from  
turning to stationary trays after 15 to 18 days of incubation. *British Poultry Science*, 42,5:  
663-667.

## V

**Velthuis A.G.J., Boerjan M., van Riel J. Et Huirne R.B.M., 2008.** Field study on broiler eggs  
hatchability. *Poultry Science*, 87, 2408-2417.

**Villate D., 2001.** Maladies des volailles, 2eme édition France agricole, 55-56 et 236-269.

## W

**Wilson H.R. (2004).** Hatchability problem analysis. University of Florida. IFAS extension. 13 pp.

## Z

**Zahraei-Salehi T., and Farashi-Bounab S., 2006.** Antibiotics susceptibility pattern of *Escherichia coli*  
strains isolated from chickens with coli septicemia in Tabriz province, Iran.  
*International journal of poultry science*, 5(7): 677-68.

1. Désinfection des œufs a couver (OAC) : après la mise en plateaux.
2. Désinfection des incubateurs :
  - 06 à 08 heures avant l'incubation.
  - Après chaque transfert.
3. Désinfection des éclosiers : après chaque éclosion.
4. Désinfection de la salle de réception :
  - Avant et après chaque mise en chariot.
  - Après chaque transfert.
5. Désinfection de la salle des incubateurs : après chaque transfert.
6. Désinfection de la salle d'expédition :
  - Avant chaque éclosion.
  - Après l'expédition.
7. Une désinfection générale du couvoir se fait chaque mardi

## Summary

The hatching egg (OAC) is a fertilized egg produced by healthy breeders and followed by commercial incubation in the hatchery with a rate generally higher than 84.66%. In the SPA MOSTAVI Ain-Nouissy hatchery, a worrying decrease was noted (52.38%) in building 04. This drop which may be due to bacterial contamination, initially, in the breeding pullets, poor sanitary monitoring at the level from building 04 or hatchery level.

The objective of this study is to assess the effectiveness of respecting hygiene standards in the breeding center and in the broiler chick brooding unit and the repercussions on the microbiological quality of the hatching egg as well as on the hatching rate.

The bacteriological analyzes (the search for salmonella) were carried out on samples of the surface of the breeding center, the OAC and the surface of hatching unit and the monitoring of the eggs in the hatchery to detect the dangers which can influence the hatching rate.

The results obtained show the absence of salmonella but from the hatching follow-up the rate remains low (66.66%) compared to the standard (84.60%). So the company's sanitary barrier does not influence the hatching rate, this drop is because of the number of males which is lower than the females. As well as a lack of candling apparatus (identification of fertile or infertile eggs).

In conclusion, the sanitary barrier in this hatching unit and building 04 is respected, we suggest an increase in the number of males also for females in building 04 and the availability of the candling device in the hatchery.

Keywords: OAC, brooding unit, breeding center, hatching rate, salmonella, mirage device, sanitary barrier.