

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEURE ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE D'ALGER

المدرسة الوطنية العليا للبيطرة- الجزائر



MEMOIRE DE MAGISTERE EN SCIENCES VETERINAIRES

OPTION : *ELEVAGE ET PATHOLOGIE AVICOLE & CUNICOLE*

Intitulé

Niveau de contamination microbienne du couvoir et son influence sur la qualité du poussin dans la filière chair

Présenté par : **DIAFI KADI**

Soutenu publiquement le 3 mars 2010 devant le jury :

- Président:** AISSI Miriem, Pr, E.N.S.V d'Alger
Rapporteur: KARAM Nour-Eddine, Pr, Université d'Oran
Co-rapporteur: HARHOURA Khaled, M.A classe A, E.N.S.V d'Alger
Examineurs: AIN BAZIZ Hacina, Pr, E.N.S.V d'Alger
BENEDDOUCHE Badis, M.C, E.N.S.V d'Alger
BOUKHORS Karima-Thamina, M.C, E.N.S.V d'Alger
AZZAG Nawal, M.A classe A, E.N.S.V d'Alger

ANNÉE UNIVERSITAIRE : 2009-2010

REMERCIEMENTS

Le mérite et la réussite de ce travail reviennent à toutes les personnes et établissements qui ont participé à sa réalisation.

J'exprime ma sincère reconnaissance et mes vifs remerciements en particulier à mon encadreur le professeur N.E.KARAM, et à mon co-encadreur le docteur Kh .HARHOURA.

Je tiens à remercier les membres examinateurs de mon jury de mémoire :

- | | |
|---------------------------------------|--------------------------------------|
| <i>- Au Dr AISSI M.</i> | <i>Professeur à l'E.N.S.V- Alger</i> |
| <i>- Au Dr AIN BAAZIZ H.</i> | <i>Professeur à l'E.N.S.V- Alger</i> |
| <i>- Au Dr BENDEDDOUCHE B.</i> | <i>M.C à l'E.N.S.V- Alger</i> |
| <i>- Au Dr BOUHKORS K.T.</i> | <i>M.C à l'E.N.S.V- Alger</i> |
| <i>- Au Dr AZZAG N.</i> | <i>M.A à l'E.N.S.V- Alger</i> |

Mes sincères reconnaissances au directeur général de l'INMV, ainsi qu'au directeur du laboratoire vétérinaire régional de Tlemcen, à l'inspection vétérinaire de Tlemcen et aux responsables des couvoirs des wilayates de Sidi Bel Abbès et de Tlemcen.

DEDICACE

***JE DÉDIE CE TRAVAIL À MES PARENTS, À MA FEMME ET MES ENFANTS QUI M'ONT
EFFICACEMENT SOUTENU ET À TOUS LES MIENS***

Résumé

Le but de cette étude est d'évaluer l'efficacité des mesures d'hygiène dans nos couvoirs producteurs de poussin chair et les répercussions sur la qualité microbiologique de ce poussin ainsi que sur les performances zootechniques.

Le travail a porté sur la recherche et l'identification des bactéries contaminantes depuis la phase de désinfection des établissements d'accouaison jusqu'au stade éclosion ainsi que sur une étude zootechnique, basée sur le taux de mortalité embryonnaire, le taux d'éclosion, le poids des OAC et le poids des poussins à la naissance.

Les résultats obtenus ont mis en évidence l'insuffisance de la qualité de désinfection de nos couvoirs et son influence négative sur la qualité microbiologique du poussin, sur l'élévation du taux de mortalité embryonnaire et par conséquent sur la diminution du taux d'éclosion dans les 3 couvoirs étudiés (A ,B et C) à la période du 13 janvier au 7 juin 2009.

Par contre le poids du poussin à l'éclosion n'est en aucun cas sous l'influence de ce niveau de contamination.

Mots clés : Contamination microbienne - Couvoir -Désinfection - Mortalité embryonnaire - Poussin chair.

Abstract

The aim of this study is to value the efficiency of hygienic measures in our hatcheries producers of chick flesh and the repercussions on the microbiological quality of this chick as well as on zootechnical performances.

Work was carried to identify bacterial contamination in hatcheries houses since disinfection, the contamination of eggs, and of chicks at hatching, and also to determine some zootechnical parameters as embryonic death rate, hatching rate, and weight of eggs and chicks at hatch.

The results showed an insufficiency of disinfection of our hatcheries and negative influence on the microbiological quality of the chick, on the increase embryonic death rate and as a consequence on a decrease hatching rate in the 3 studied hatcheries (A, B and C) at the period of January 13 to June 7, 2009.

On the other side there was not a relation between chick weight and contamination level.

Key words: Microbial contamination - Hatchery- Disinfection - Embryonic death - Chick flesh.

ملخص

إن الهدف من هذه الدراسة هو تقييم مدى فعالية إجراءات الصحة على مستوى منشآتنا للتحضير، منشآت متخصصة في إنتاج كتاكيت اللحوم و مدى انعكاساتها على الحالة الجرثومية لهذه الكتاكيت و كذا على رائد خصائص التدجين.

تمحور الموضوع حول البحث و تعيين نوعية الجراثيم الملوثة طوال عملية الإنتاج و هذا منذ زمن التطهير للمفرخ حتى انفقاس البيضة كما تعرض إلى دراسة تدجينية تمثلت في نسبة الوفيات الجنينية، معدل التفريخ، وزن بيض الانفقاس و وزن الصوص عند الخروج من البيضة.

تمكنت النتائج المتحصل عليها من إظهار النقص في عملية التعقيم لمنشآتنا للتحضير و تأثيرها السلبي على الحالة الجرثومية للصوص، على الارتفاع في نسبة الوفيات الجنينية و بالتالي على انخفاض في معدل الانفقاس على مستوى الثلاث مفارخ المدروسة (- -) في المدة الممتدة من 13 يناير إلى 7 يونيو 2009 .

خلافا لهذا فان هذه الدراسة لم تبين أية علاقة بين مستوى التلوث الجرثومي للمفرخ و وزن الصوص.

الكلمات الدالة: تلوث جرثومي - مفرخ - تطهير - وفيات جنينية - صوص لحوم .

SOMMAIRE

	Pages
1 INTRODUCTION	1
1.1 IMPLANTATION DU COUVOIR ET SA GESTION HYGIENIQUE ET SANITAIRE	4
1.1.1 IMPLANTATION ET LA CONCEPTION DE L'ETABLISSEMENT	4
1.1.2 AGENCEMENT DU COUVOIR	4
1.1.2.1 Secteur propres et secteur souillé	4
1.1.2.2 Déchets du couvoir	5
1.1.2.3 Marche en avant	5
1.1.2.4 Ventilation	6
1.1.2.5 Sols, parois et plafonds	7
1.1.2.6 Approvisionnement en eau	7
1.2 MICROFLORE DOMINANTE DE L'ENVIRONNEMENT D'UN COUVOIR	7
1.2.1 GERMES PATHOGENES	7
1.2.1.1 Salmonelles	7
1.2.1.2 Colibacilles	8
1.2.1.3 Mycoplasmes	10
1.2.2 GERMES OPPORTUNISTES	11
1.2.2.1 Campylobacter	12
1.2.2.2 Staphylocoques	12
1.2.2.3 Entérocoques et Streptocoques	13
1.2.2.4 Pseudomonas	13
1.2.3 AUTRES GERMES	13
1.3 CONSTITUTION DE L'ŒUF ET INSTALLATION DE LA FLORE DIGESTIVE	
DUPOULET	14
1.3.1 CONSTITUTION DE L'ŒUF	14
1.3.1.1 Définition de l'œuf à couvrir	14
1.3.1.2 Composition anatomique de l'OAC	14
1.3.1.3 Constituants organiques de l'OAC	16
1.3.1.4 Etapes de formation de l'OAC	18
1.3.1.5 Principales anomalies de l'OAC	19
1.3.2 RAPPELS SUR L'INSTALLATION DE LA FLORE DIGESTIVE CHEZ LE POULET	20
1.3.2.1 Cinétique de l'implantation des microorganismes	20
1.3.2.2 Impact anatomo-physiologique du développement microbien sur le tube digestif du poulet	21
1.3.2.3 Répartition de la microflore sur le TD du poulet	22

1.4	HYGIENE DE L'ŒUF A COUVER AUPRES DES CENTRES DE PRODUCTION ET DU COUVOIR	22
1.4.1	COLLECTE DES OAC	22
1.4.1.1	Ramassage des OAC	22
1.4.1.2	Stockage des OAC	23
1.4.1.3	Désinfection des OAC	23
1.4.2	TRANSPORT DES OAC	24
1.4.3	GESTION DES OAC AUX COUVOIRS	24
1.4.3.1	Traçabilité	24
1.4.3.2	Maitrise d'acquisition des OAC	25
1.4.3.3	Identification des risques sanitaires et détermination des points sensibles	25
1.5	DEVELOPPEMENT EMBRYONNAIRE DU POULET DE CHAIR	27
1.5.1	GENERALITES	27
1.5.2	ETAPES DE LA CROISSANCE EMBRYONNAIRE	27
1.5.3	PERIODES CRITIQUES ET PARAMETRES DETERMINANTS L'EMRYOGENESE	28
1.5.3.1	Température	29
1.5.3.2	Humidité et âge de la poulette	29
1.5.3.3	Retournement	30
1.5.3.4	Ventilation et niveau de CO ₂	30
1.5.3.5	Microbisme de la coquille	31
1.6	DESINFECTION DU COUVOIR	31
1.6.1	GENERALITES	31
1.6.2	PROTOCOLE DE DESINFECTION (ITAVI, 2003 et OIE ,2008)	31
1.6.3	ETAPES SUCCESSIVES DE LA DESINFECTION DU COUVOIR	32
1.6.3.1	Rangement du matériel	32
1.6.3.2	Décontamination	33
1.6.3.3	Nettoyage chimique	33
1.6.3.4	Désinfection finale	33
1.6.4	LES CRITERES DE L'EFFICACITE DE LA DESINFECTION	34
2	MATERIEL ET METHODES	35
2.1	Matériel	36
2.1.1	CONDITIONS DE L'ETUDE	36
2.1.2	MATERIEL BIOLOGIQUE	36
2.1.2.1	Œufs à couvrir	36
2.1.2.2	Poussins	37
2.1.3	MATERIEL NON BIOLOGIQUE	37
2.1.4	COUVOIRS ETUDIES	38

2.2	Méthodes	40
2.2.1	PROTOCOLES DE DESINFECTION ET METHODES DE PRELEVEMENTS	40
2.2.1.1	Série A	40
	A/ Protocole de désinfection	40
	B/ Prélèvements effectués	41
2.2.1.2	Série B	41
	A/ Protocole de désinfection recommandé	41
	B/ Prélèvements effectués	42
	C/ Techniques de prélèvement	43
2.2.2	METHODES BACTERIOLOGIQUES	45
2.2.2.1	Traitement des chiffonnettes et des écouillons	45
2.2.2.2	Traitement des œufs	45
2.2.2.3	Traitement des poussins	45
2.2.2.4	Identification bactérienne	46
2.2.3	PARAMETRES ET ANALYSES	47
2.2.3.1	Paramètres d'hygiène	47
2.2.3.2	Paramètres zootechniques	48
2.2.3.3	Analyse statistique	48
3.	RESULTATS ET DISCUSSION	49
3.1	ANALYSES MICROBIOLOGIQUES	50
3.1.1	SERIE A	50
3.1.1.1	Sous série 1 : J0	50
3.1.1.2	Sous série 2 : J8	51
3.1.1.3	Sous série 3 : J19	52
3.1.1.4	Sous série 4 : J21	52
3.1.2	SERIE B	54
3.1.2.1	Sous série 1 : J0	54
3.1.2.2	Sous série 2 : J8	55
3.1.2.3	Sous série 3 : J19	56
3.1.2.4	Sous série 4 : J21	56
3.2	ANALYSES ZOOTECHNIQUES	68
4.	CONCLUSION ET PERSPECTIVES	74

Liste des abréviations

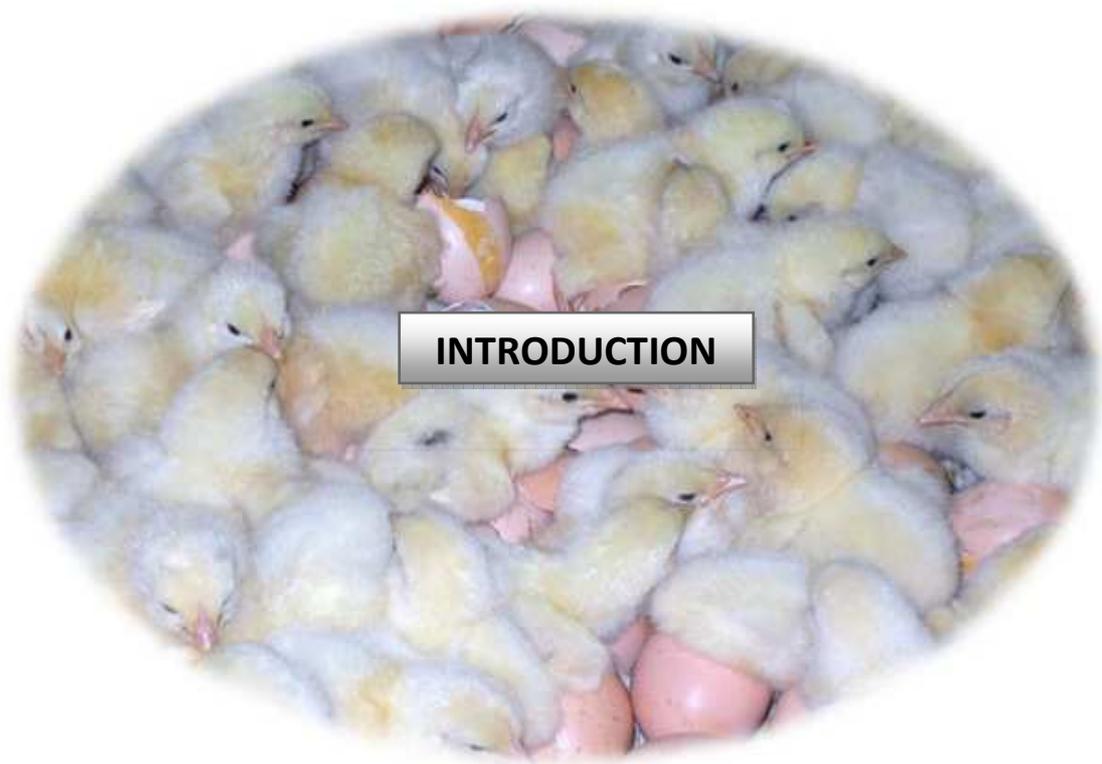
ADH : Arginine dihydrolase
APEC: Avian pathogen *Escherichia coli*
CO₂: Dioxyde de Carbone
CRD: Chronic respiratory disease
DSA : Direction des services agricoles
ExPEC : *Escherichia coli* extra-intestinale
FAO : Organisation mondiale de l'alimentation
GMQ : Gain moyen quotidien
HACCP: Hazard analysis critical control point
HR : Humidité relative
IC : Indice de consommation
INMV: Institut national de médecine vétérinaire
J0 : Jour de la mise en incubation et avant mise en machine
J8 : 8^{eme} jour de l'incubation
J19 : 19^{eme} jour de la vie embryonnaire
J21 : 21^{eme} jour, à l'éclosion
K MnO₄: Permanganate de potassium
LDC : Lysine décarboxylase
LVRT : Laboratoire vétérinaire régional de Tlemcen
Mn : Minute
Na Cl : Chlorure de sodium
OAC : Œuf à couver
ODC : Ornithine décarboxylase
OIE : Office international des épizooties
OMS : Organisation mondiale de la santé
ONPG: Ortho-nitrophényl-B-D-galactopyranoside
SHD: Swollen head disease
S. enteritidis: *Salmonella enteritidis*
Staph C -: Staphylocoque coagulase –
Staph C +: Staphylocoque coagulase +
Strep: Streptocoque
TIAC: Toxi-infection alimentaire collective
TD: Tube digestif
TDA: Tryptophane-désaminase
TSB: Bouillon trypto-caséine soja
TSE: Tris-Hcl Saccharose EDTA

Liste des tableaux

Tableau 1 : Principaux constituants d'un œuf de poule (œuf de 60 grammes)	18
Tableau 2 : Chronologie d'apparition des bactéries chez le poulet EOPS (Humbert,)	21
Tableau 3 : Représentation des différents risques sanitaires selon l'Itavi, 2003	26
Tableau 4 : Propriétés, utilisations et toxicité des désinfectants au couvoir (OIE, 2008)	33
Tableau 5 : fiche technique des couvoirs étudiés	39
Tableau 6 : Analyse des prélèvements de surface	50
Tableau 7 : Analyse de l'eau	51
Tableau 8 : Analyse du contenu des OAC	51
Tableau 9 : Analyse de coquille des œufs embryonnés	51
Tableau 10 : Analyse du contenu des œufs embryonnés	51
Tableau 11 : Analyse de coquille des œufs embryonnés	52
Tableau 12 : Analyse du contenu des œufs embryonnés	52
Tableau 13 : Analyse du duvet	52
Tableau 14 : Analyse des organes de poussin	53
Tableau 15 : Paramètres zootechniques	53
Tableau 16 : Analyse des prélèvements de surface	54
Tableau 17 : Analyse de l'eau	54
Tableau 18 : Analyse du contenu des O.A.C	55
Tableau 19 : Analyse de coquille des œufs embryonnés	55
Tableau 20 : Analyse du contenu des œufs embryonnés	55
Tableau 21 : analyse de Coquille des œufs embryonnés	56
Tableau 22 : analyse du contenu des œufs embryonnés	56
Tableau 23 : Analyse du duvet	56
Tableau 24 : Analyse d'organes de poussin	57
Tableau 25 : Paramètres zootechniques	57
Tableau 26 : Identification des germes isolés dans le couvoir A	58
Tableau 27 : Identification des germes isolés dans le couvoir B	60
Tableau 28 : Identification des germes isolés dans le couvoir C	62
Tableau 29 : Illustration des différents résultats dans les 3 couvoirs	64
Tableau 30 : les normes de la souche ISA 15(selon le guide de la souche commerciale)	65

Liste des figures

Figure 1 : Représentation schématique des mouvements du personnel	5
Figure 2 : Représentation schématique du circuit des OAC	6
Figure 3 : Les proportions estimées de campylobacteriose humaine attribuées aux animaux et à l'environnement (WILSON et <i>al</i>)	12
Figure 4 : Constituants anatomiques d'un œuf (d'après RENOUX)	16
Figure 5 : Proportions des différents constituants	16
Figure 6: Composition schématique de la coquille (selon GLOOR et <i>al</i>)	16
Figure 7 : Volume des villosités intestinales et Nombre d'entérocytes par villosité chez un poussin (selon Uni et <i>al</i>)	22
Figure 8 : OAC du couvoir B et du couvoir A	36
Figure 9 : Poussin d'un jour à l'éclosion couvoir B	37
Figure 10 : Balance du LVRT	37
Figure 11 : Chiffonnets et écouillons	38
Figure 12: Prélèvement d'OAC	38
Figure 13 : machines d'incubation du couvoir B et couvoir A	38
Figure 14 : Opération de transfert (couvoir A)	38
Figure 15 : Prélèvements de surface des machines et murs	43
Figure16 : Ecouillonnage des œufs (Couvoir A) et prélèvement d'eau (couvoir B)	43
Figure 17 : Prélèvements de poussin et d'organes après autopsie	44
Figure 18 : Enrichissement et mise en culture à 37°C	45
Figure 19 : Boite de Petri GN et Hektoen	46
Figure 20 : Galerie des entérobactéries+salmonelles	47
Figure 21: Evolution du développement embryonnaire	58
Figure 22 : Niveau de contamination couvoir A	59
Figure 23 : Comparaison des taux d'éclosion dans les 2 séries Par rapport aux normes de la souche commerciale (couvoir A)	60
Figure 24 : Niveau de contamination couvoir B	61
Figure 25 : Comparaison des taux d'éclosion dans les 2 séries Par rapport aux normes de la souche commerciale (couvoir B)	62
Figure 26 : Niveau de contamination couvoir C	63
Figure 27 : Comparaison des taux d'éclosion dans les 2 séries Par rapport aux normes de la souche commerciale (couvoir C)	64
Figure 28 : Oviducte d'une poule âgée de 38 semaines	65
Figure 29 : comparaisons entre les taux de mortalité embryonnaire	71
Figure 30 : Illustrations des différents taux d'éclosion et de mortalité embryonnaire	71
Figure 31 : Evolution du poids du poussin en fonction du poids des OAC (Couvoir A)	72
Figure 32 : Evolution du poids du poussin en fonction du poids des OAC (Couvoir B)	73
Figure 33 : Evolution du poids du poussin en fonction du poids des OAC (Couvoir C)	73



INTRODUCTION

La filière chair dans l'espèce *Gallus gallus* en Algérie a connu une évolution certaine dans tous les segments de la production pour la mise en place d'un modèle intensif durant toutes les phases et les plans de restructurations qu'a vécu le pays pour pallier à un déficit de protéines animales. Selon les statistiques de la FAO (2009), l'Algérie est arrivée à des consommations de 7,7 kg par habitant en 1990 et 8,4 kg par habitant en 2008. Ces taux restent en deçà de la moyenne mondiale qui est de 12,9 kg/habitant et du taux des plus grands consommateurs de volaille dans le monde que sont les U.S.A (52,3 kg), le Brésil (38,1 kg) et l'union européenne des 27 (23,4 kg)(FAO, 2007). La croissance de 3-4% observée ces 10 dernières années reste insuffisante et doit être améliorée. Cela passe automatiquement par une remise à niveau de nos élevages intensifs et une grande maîtrise sanitaire des produits avicoles dès la naissance du poussin pour rattraper le retard.

La production du poussin d'une qualité irréprochable nécessite un énorme effort d'équipe impliquant tous les acteurs concernés par la filière depuis la gestion des reproducteurs. Ceci se fait par une bonne conduite sanitaire et hygiénique à chaque stade d'élevage et de production, consolidée par un maniement correct des OAC depuis les nids jusqu'à l'incubateur pour pouvoir maintenir un niveau acceptable de l'environnement du couvoir et de réduire l'exposition à la contamination (Afssa, 2000). En effet, durant la production, les couvoirs passent à travers un cycle de contamination qui peut se produire très tôt dès l'arrivée des OAC des fermes ou lorsqu'ils sont placés dans les incubateurs. Lors du transfert, l'environnement devient contaminé aussitôt que les œufs sont retournés, à l'éclosion et lorsque les poussins sont manipulés (vaccinations - mise en carton - livraison) (Itavi, 2003). L'environnement des couvoirs est directement concerné par une large population de micro-organismes, représentée par des virus, des champignons et surtout des bactéries. Si certains sont des agents pathogènes spécifiques à l'espèce aviaire, plusieurs sont des contaminants communs à la végétation, au sol, à l'eau et à l'atmosphère. Certains micro-organismes sont considérés comme non pathogènes en dehors de l'œuf, mais dès qu'ils franchissent la barrière coquillière vont se localiser au niveau des différents constituants, notamment l'albumen et le vitellus qui sont détériorés, et deviennent des toxines capables de tuer l'embryon déjà en développement ou agir ultérieurement en affectant la viabilité du poussin éclos. C'est la cause de la mort en coquille, des rejets et plus particulièrement de la mort précoce des poussins (Casa et *al.*, 2008).

A la naissance, les poussins possèdent un système immunitaire immature qui les prédispose pendant les premiers jours de leur vie à une colonisation rapide (6-12 heures), complète (15 jours) et permanente (durant toute la vie de l'oiseau) par divers micro-organismes, commensaux ou pathogènes (Humbert et *al.*, 1986).

A cause des rythmes intensifs de leur production, les volailles ne disposent à l'état naturel que d'une immunité limitée et sont donc d'une résistance fragile à toutes les étapes de production entraînant une conséquence directe sur les paramètres zootechniques du poulet (un faible GMQ pour un I.C élevé) (Gabriel et *al.*, 2005).

De plus l'utilisation abusive des antibiotiques, à titre curatif ou préventif, dans les différents écosystèmes conduit à la sélection de souches bactériennes résistantes par l'élimination de la population sensible dans chacun de ces écosystèmes ou une résistance par sélection croisée (Miranda et *al.*, 2008). L'émergence est observée quel que soit l'antibiotique et quels que soient le mécanisme biochimique et le support génétique de résistance (chromosomique ou plasmidique). Si beaucoup de travaux suscitent un intérêt quant à l'utilisation des probiotiques surtout en perspectives d'élimination totale des antibiotiques en tant que substances additives dans l'alimentation des volailles, la plus grande des garanties ne peut venir qu'en une application stricte et rigoureuse d'une hygiène sanitaire à tous les stades de la production du poulet. Il est nécessaire d'établir un programme de salubrité basé sur une charte commune impliquant ces différentes étapes de production du poussin d'un jour dont l'élément fondamental est bien le couvoir.

Dans cette optique, nous nous sommes fixés comme objectifs l'étude, le contrôle, le suivi de la qualité hygiénique et le niveau de désinfection de 3 couvoirs dans la région de Tlemcen et de Sidi bel Abbés, ainsi que l'analyse de certains paramètres zootechniques liés à ces 3 établissements d'accouaison caractérisés par le calcul des taux d'éclosion et de mortalités embryonnaires et la détermination du poids moyen des OAC et des poussins à la naissance.

Après une brève revue bibliographique sur ce thème, nous décrivons nos résultats.

1.1 IMPLANTATION DU COUVOIR ET GESTION HYGIENIQUE ET SANITAIRE

1.1.1 IMPLANTATION ET CONCEPTION DE L'ETABLISSEMENT

Le choix d'isolement de l'emplacement d'un établissement d'accouaison tend à faciliter l'application rigoureuse et efficace des différentes mesures de biosécurité tout en combinant à cette séparation physique à une séparation fonctionnelle à tous les niveaux de la chaîne de production qu'il soit une production d'OAC au sein des élevages de reproducteurs ou une production de poussin d'un jour dans le couvoir (Afssa, 2000). Il est de règle pour une meilleure prévention hygiénique et sanitaire ainsi qu'une bonne maîtrise des risques potentiels liés à la présence et à la circulation du personnel, d'animaux, de produits d'animaux et des objets pouvant entraîner un problème d'ordre sanitaire à l'établissement d'accouaison et/ou aux voisinages immédiats ou lointains, soit d'une manière momentanée ou durable, le plus souvent nécessitant de gros moyens pour ramener la situation à la normale ; que le couvoir doit être:

Isolé de toute habitation ou bâtiment d'élevage en particulier des volailles et du bétail.

- Clôturé et sécurisé par des accès permettant une surveillance permanente des entrées et sorties.
- Doté de systèmes de désinfection des accès (autoluve-rotoluve-pédiluve).
- Toutes les ouvertures (fenêtres), protégées pour exclure la circulation d'animaux sauvages ou domestiques ainsi que les oiseaux sauvages.
- Alimenté en eau de qualité potable.
- Equipé d'une source d'énergie de secours en prévision d'une panne du réseau électrique publique.
- Muni d'un système d'évacuation des eaux usées et de traitement des déchets.
- Conçu de façon à faciliter le principe de la marche en avant entre les différents secteurs.

1.1.2 AGENCEMENT DU COUVOIR

1.1.2.1 Secteur propres et secteur souillé

A l'éclosion, le nombre de germe est le plus élevé car la zone « éclosion » du couvoir est le siège de multiplication et de dissémination éventuelle des germes. De ce fait le couvoir est sectorisé en trois zones (ITAVI, 2003) :

La zone propre, composée des salles de tri des œufs, aires de stockage des œufs, aires de préchauffage et la partie incubation.

La zone souillée, qui englobe les parties éclosions, salles de tri et d'expédition du poussin et les aires de lavage et de désinfection du matériel.

La zone intermédiaire dite de transfert, considérée alternativement comme zone propre puis souillée et jouant un rôle de tampon car après son statut de zone sale pendant toute la durée du transfert, la salle est nettoyée pour lui faire réintégrer le statut de zone propre.

1.1.2.2 Déchets du couvoir

Ils sont constitués essentiellement des œufs non incubés, des œufs clairs éliminés après 18 jours d'incubation sous forme d'œufs coquilles (entier) ou sous forme de coulé (fractions liquides de l'œuf), de coquilles, des œufs embryonnés non éclos (éliminés après éclosion) et des cadavres, le duvet et les poussins non valorisés « écartés après éclosion ». Après les avoir isolés et stockés dans un sas au niveau d'une zone spécifique, on veillera à une extrême restriction d'y accéder avant de les éliminer.

1.1.2.3 Marche en avant

Ce principe respecte le sens unique « du secteur propre au secteur souillé » sans possibilité d'entrecroisement (figure 1 et 2) et doit tendre à s'appliquer :

Au personnel spécialisé

Avec un changement de tenues vestimentaires entre les zones. Ces postes sont conçus de façon à limiter le nombre de changement au cours des opérations.

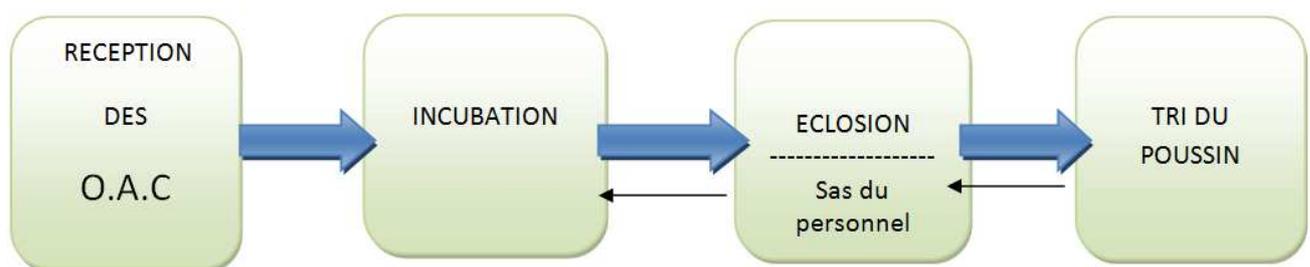


Figure 1 : représentation schématique des mouvements du personnel (ITAVI, 2003)

A la circulation des œufs entre les différentes étapes depuis la production de l'œuf jusqu'à la production du poussin et son expédition et l'évacuation des déchets.

Aux matériels : Ce mode de mouvement est appliqué aussi à la totalité du matériel utilisé ou non de manière à éviter tout entrecroisement entre les objets désinfectés et autres souillés.

A la circulation de l'air et de l'eau : il est fondamentalement nécessaire que la conception du couvoir permet le même principe de la circulation des personnes, du matériel et des œufs pour le mouvement de l'air à l'intérieur du couvoir ainsi que pour l'alimentation en eau des différents compartiments.

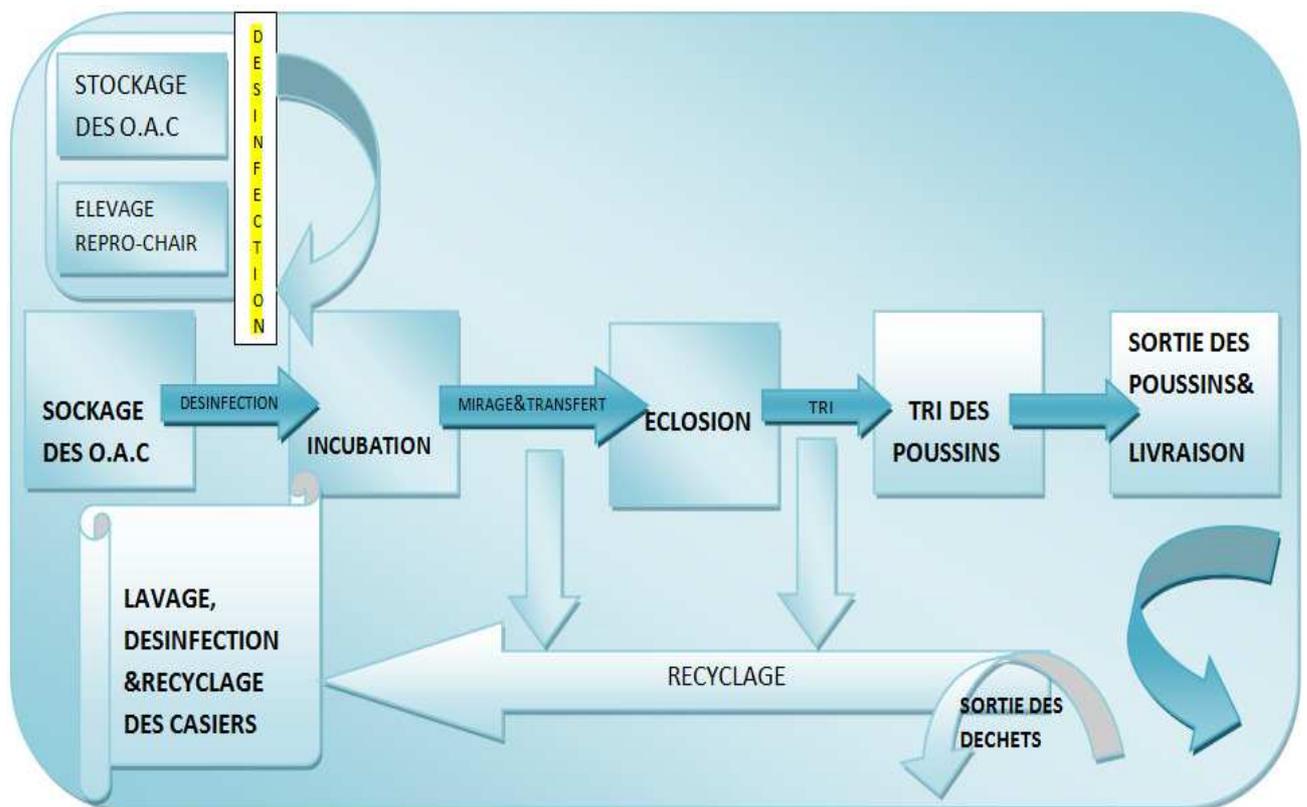


Figure 2 : représentation schématique du circuit des O.A.C (ITAVI,2003)

1.1.2.4 Ventilation

Lorsqu'ils ne sont pas contrôlés, les germes circulants dans l'air peuvent constituer une source très importante d'agents pathogènes. C'est pourquoi, il est capital de procéder à la vérification de la pression d'air entre les différents compartiments qui doivent assurer un différentiel afin de permettre un mouvement d'air des secteurs propres vers les secteurs souillés quelque soit le mode de ventilation utilisé.

La ventilation statique : ce type de gestion de ventilation dont la hiérarchie des secteurs est basée sur l'existence de portes fermées ne permet pas de guider l'air.

La ventilation dynamique : elle est basée sur l'utilisation d'extracteurs avec systèmes de filtration d'air d'entrée (souhaitable). Le matériel d'extraction doit être installé de façon à éviter le recyclage de l'air vicié et de permettre aisément son nettoyage et son entretien.

La ventilation mixte : Ce mode de ventilation qui applique une admission d'air statique et une extraction dynamique avec une dépression hiérarchisée est le système le plus couramment utilisé.

1.1.2.5 Sols, parois et plafonds

Les sols, les parois et les plafonds doivent être conçus de matériaux faciles à nettoyer et à désinfecter de façon à faciliter une décontamination efficace et durable. Les sols doivent être carrelés ou enduits en ciment lisse (ciment de quartz) et les murs lisses avec un raccordement par arrondis (des murs entre eux, entre les murs et le sol et les murs et le plafond). Aucune eau stagnante n'est tolérée au niveau des sols d'où la nécessité d'une adéquate installation et d'un entretien rigoureux des siphons et canaux d'évacuation des eaux usées.

1.1.2.6 Approvisionnement en eau

L'eau utilisée pour l'hygiène du personnel et le nettoyage des différents secteurs du couvoir ainsi que du matériel doit être impérativement d'une qualité microbiologique irréprochable et conforme aux critères de potabilité tout le long du circuit. Cette eau doit répondre aux paramètres microbiologiques précisés par la directive CEE(1995), (annexe 2).

La périodicité des prises d'échantillons pour le contrôle bactériologique de l'eau en usage dans le couvoir doit tenir compte des données épidémiologiques. L'indicateur des données épidémiologiques prendra en considération la taille du couvoir, le type et l'état du circuit et l'espèce à produire pour décider du nombre d'analyse à faire durant l'année. Il y a un minimum à respecter : une fois par an lorsque l'approvisionnement se fait en eau potable du réseau public, ou une fois tous les six mois si l'alimentation est assurée par une eau de puits ou de forage.

1.2 MICROFLORE DOMINANTE DE L'ENVIRONNEMENT D'UN COUVOIR

1.2.1 GERMES PATHOGENES

1.2.1.1 Salmonelles

La problématique des salmonelles est double : à la fois de santé animale (pertes considérables dues aux taux de morbidité et de mortalité élevé « *Salmonella pullorum gallinarum* ») et à l'émergence des cas en santé publique « *Salmonella enterica enteritidis* » (Korsan *et al.*, 2004 ; Chalghoumi *et al.*, 2008 et Pieskus *et al.*, 2008). Il s'agit de la première cause de toxi-infection d'origine alimentaire avec l'apparition de salmonelles multi

résistantes aux antibiotiques comme *Salmonella enterica thyphimurium* DT104 (Picoux, 2004 ; Clavijo *et al.*, 2006 ; Musgrove *et al.*, 2006 ; Musgrove *et al.*, 2008). Ceci place les salmonelles 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. Une évaluation des risques, effectuée par la F.A.O et par l'O.M.S (2002 et 2007), a fait ressortir qu'il existe une relation linéaire entre l'incidence des salmonelles transmises par les volailles et la prévalence de *Salmonella* observée chez cette espèce, et que la réduction de moitié de la prévalence de *Salmonella* chez la volaille devrait faire chuter de 50% l'incidence des salmonelloses humaines.

Les salmonelles sont des entérobactéries appartenant à la famille des *Enterobacteriaceae* : ce sont des bacilles droits, gram négatif, qui mesurent 2.0 à 5 micromètres de long pour 0.7 à 1.5 micromètres de large, oxydase négative, anaérobies facultatives, douées de mobilité grâce aux flagelles sauf pour *Salmonella pullorum gallinarum* (immobile), produisant des acides et des gaz à partir du glucose, n'utilisent pas les citrates comme source de carbone et se multiplient aux températures ambiantes (8-45°C) avec un optimum à 35-37°C .

Selon la dernière classification de l'O.I.E (2005), le genre *Salmonella* comprend deux espèces (*Salmonella enterica* avec 06 sous espèces, dont *enterica* est la plus fréquemment impliquée dans les infections mixtes humaines et animales, et *Salmonella bongori*) (annexe 3) et quelque deux mille cinq cent serovars. Un classement en nette coordination avec le schéma de KAUFFMAN-WHITE ; diversification basée sur les modifications des antigènes somatiques « O » (de nature lipopolysaccharidique), capsulaires « K » « Vi » (glycolipides) et flagellaires protéiques « H ».

Cette classification récente a aussi conduit à une nomenclature plus courte : à titre d'exemple *Salmonella thyphimurium* au lieu de *Salmonella enterica* subsp *enterica* serovar *thyphimurium*.

1.2.1.2 Colibacilles

Les colibacilles considérés comme bactéries pathogènes secondaires « agents de surinfection » (Nakamura *et al*, 1992) restent la principale cause d'énormes pertes économiques en élevage aviaire (Edens *et al.*, 1997 ; Stordeur et Mainil, 2002 ; Manil, 2003_b et 2004). 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) surtout avec l'émergence de nouveaux sérotypes « non typables » (Edens *et al.*, 1997) à côté des sérotypes déjà identifiés comme hautement pathogènes pour l'espèce (O1K1, O2K1, O78K80) ainsi que d'autres sérotypes représentés de manière significative (O8, O5, O18, O35, O88, O109, O115 et O116) (Dho-Moulin *et al.*, 1990; Dho-Moulin, 1993; Dho-Moulin et Fairbrother, 1999; Joerger et Ross, 2005).

Les souches d'*Escherichia coli* pathogènes aviaires (APEC) font partie du groupe pathogène extra-intestinal (ExPEC), qui est associé aux infections respiratoires et à la septicémie chez la volaille (Caza *et al.*, 2008). Ces souches présentent de plus en plus de problèmes d'antibiorésistance (Miranda *et al.*, 2008).

Si la transmission se fait, surtout, par voie respiratoire (10^6 colibacilles par gramme de poussière présente dans l'environnement des volailles), y compris les sérotypes identiques à ceux trouvés dans les lésions (Gross, 1994), 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). L'expression de la maladie due aux différents sérotypes d'APEC est variable en fonction de l'âge des poulets.

Mortalités embryonnaires et du jeune poussin

Signant une infection du sac vitellin et une omphalite. La mort survient juste avant l'éclosion lorsqu'il s'agit d'une mortalité embryonnaire et sur les poussins âgés de moins d'une semaine. Si les animaux échappent à la mort, la réduction du GMQ reste la seule manifestation (Jordan et Pattison, 1996).

Septicémie et complexe respiratoire chronique (CRD)

Observés chez des oiseaux âgés de plus de deux semaines avec des pertes importantes vers 4-9 semaines (Edens *et al.*, 1997; Dho-Moulin et Fairbrother, 1999) C'est l'expression principale de la pathologie colibacillaire avec un taux de mortalité pouvant atteindre 30-50 % mais les pertes économiques les plus significatives sont dues aux saisies d'abattoir et la forte réduction de la croissance (Yogaratnam, 1995).

Maladie de la tête enflée (SHD)

La cellulite périorbitaire est une infection à *Escherichia coli* qui est le plus souvent une infection secondaire causée par des agents prédisposant généralement viraux ou suite à des

agressions chimiques « taux d'ammoniac élevé » (White *et al.*, 1990) et si la morbidité est faible la mortalité le plus souvent l'ultime évolution (Parriera *et al.*, 1998).

Maladie génitale

L'ovarite salpingite est d'évolution le plus souvent chronique, faisant suite à une atteinte du sac aérien abdominal gauche « propagation par contigüité » (Gross, 1994).

Dermatite nécrotique

C'est une cellulite de la région abdominale ventrale et sous les cuisses motivant d'importantes saisies aux abattoirs.

Granulome à *Escherichia coli* « HJARRE'S disease »

C'est une coligranulomatose de faible fréquence.

Ces APEC sont des bacilles à extrémité arrondie, asporulés, gram négatif, mobiles, aérobies appartenant à la famille des *Enterobacteriaceae*, genre *Escherichia* qui pendant très longtemps ne renfermait qu'une seule espèce *E. coli* à laquelle sont venues s'ajouter d'autres espèces selon Euzébi (2004): *E. blattae* (1973), *E. ermanii*(1982), *E. vulneris* (1982), *E. fergusonii* (1985). De plus, et selon les critères modernes de taxonomie bactérienne, les genres *Shigella* et *Escherichia* sont identiques et les quatre espèces du genre *Shigella* devraient être incluses dans le genre *Escherichia*.

1.2.1.3 Mycoplasmes

Les maladies aviaires causées par les *mycoplasmes* entraînent des mortalités embryonnaires et engendrent de lourdes pertes économiques dues essentiellement à des retards de croissance avec un indice de consommation élevé et à des saisies multiples au niveau des abattoirs, même si les différents programmes de prophylaxies ont contribué à une diminution de l'intensité de la maladie notamment les programmes d'éradication dans les cheptels reproducteurs (Kempf, 2006 ; Gautier *et al.*, 2008).

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 et 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.

Après adhésion des *mycoplasmes* aux cellules épithéliales par l'intermédiaire de cellules spécialisées (Lee *et al.*, 2008) et une période d'incubation en général de 1-3 semaines, l'expression clinique est très variable, et est fonction de l'espèce, de la virulence de la souche, de l'environnement « stress-surinfections » (Kempf, 1997). Les colibacilles semblent jouer un rôle important dans l'aggravation du taux de mortalité.

La maladie respiratoire chronique chez le poulet et **la sinusite infectieuse** chez la dinde sont provoquées par *M. gallisepticum* avec des lésions inflammatoires catarrhales des voies respiratoires supérieures, des bronches et des sacs aériens (Kempf, 1997 ; Gautier *et al.*, 2008) avec une sensibilité plus marquée chez les jeunes.

La synovite infectieuse « articulations des ailes et des pattes » est l'œuvre de *M. synoviae* avec boiterie (Kempf, 2006) et une diminution des performances zootechniques de la poudeuse. La morbidité est extrêmement élevée « 90-100% » mais la mortalité reste faible bien que les pertes économiques dues aux saisies d'abattoir restent importantes (Kempf, 2006). Le poulet âgé de 4-12 semaines et le dindon de 10-20 semaines sont les plus vulnérables.

L'ostéomyélite déformante des vertèbres cervicales, due à *M. meleagridis* chez la dinde sont à l'origine du torticolis (Kempf, 2006) et les infections des voies respiratoires supérieures restent le plus souvent d'évolution subclinique et on constate la chute de l'éclosabilité et un retard de croissance des petits « turkey syndrom 65 ».

La mortalité embryonnaire tardive comme seule manifestation clinique (Kleven, 2003) est la réponse à une infection à *M. iowae*. Les mycoplasmes sont des bactéries de petite taille, génome très réduit, ne possédant pas de paroi d'où leur résistance aux bêta lactamines mais sensibles à une large gamme d'antibiotique essentiellement les fluoroquinolones. Les désinfectants usuels sont très efficaces sur les différentes espèces de mycoplasmes qui sont très nombreuses et de pathogénéicité variables (Kleven, 2003_a) dont les plus importantes de

l'espèce aviaire sont *M. gallisepticum*, *M. synoviae*, *M. meleagridis* (spécifique à la dinde) et *M. iowae*.

Bien que considérés comme fragiles dans le milieu extérieur ils peuvent survivre pendant plusieurs jours à température ambiante.

1.2.2 GERMES OPPORTUNISTES

A coté de la gamme des microorganismes hautement pathogènes et spécifiques ou non à l'espèce aviaire on dénombre une multitude de bactéries dites opportunistes et invasives. Ces microorganismes peuvent avoir des conséquences fâcheuses en élevage et sur la santé publique.

1.2.2.1 Campylobacter

Campylobacter jejuni est une espèce bactérienne zoonotique (WHO, 2000) qui prend une importance de plus en plus croissante chez l'homme en matière de T.I.A.C « gastro-entérites sporadiques les plus sévères » après les salmonelles (Wilson *et al.*, 2008 ; Colles *et al.*, 2008 et Picoux, 2004). C'est un hôte naturel du tube digestif des oiseaux, en particulier du poulet, du bétail et du mouton. 97% des cas de maladies humaines sont attribuées aux animaux « viandes et volailles » ou la fréquence de la campylobactériose humaine coïncide avec l'augmentation de la contamination des carcasses de volaille avec *Campylobacter jejuni*, impliquant la chaîne alimentaire surtout avec les nouvelles méthodes de cuisson « micro-onde » où le poulet prend une place très significative (Picoux , 2004 ; Wilson *et al.*, 2008) (figure 3). L'environnement et les animaux sauvages sont impliqués à 3%, seulement (Wilson *et al.*, 2008).

Campylobacter est une bactérie définie comme un genre appartenant à la famille des *Campylobacteriaceae* englobant 16 espèces dont l'espèce *jejuni* est la plus redoutée, à-côté d'autres espèces dites thermo tolérantes « *C. coli* et *C. lari* » (Afssa, 2006), bactérie spiralée, incurvée, Gram⁻, micro aérobie, mobile grâce à leurs flagelles (1-2) polaires, mésophile adaptée à la vie dans le mucus du tube digestif de l'homme et des animaux y compris les oiseaux et n'utilisant pas le sucre.

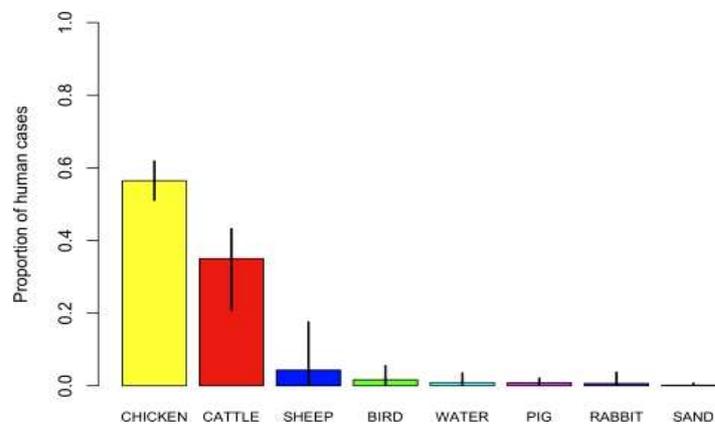


Figure 3 : Les proportions estimées de campylobactériose humaine attribuée aux animaux et à l’environnement (WILSON et al, 2008)

1.2.2.2 Staphylocoques

Ce sont des germes opportunistes communs à l’homme et aux animaux pouvant causer d’énormes pertes économiques dans l’industrie des volailles (Zhou *et al.*, 2007), particulièrement dans la filière poulet de chair entre 6-12 semaines d’âge. Profitant de la rupture de l’intégrité tégumentaire pour envahir différentes parties de l’organisme du poulet, les Staphylocoques se manifestent surtout à la faveur d’une hygiène défectueuse sous forme d’omphalite, de dermatite, d’abcès, d’arthrite septique et même de la septicémie (Villate, 2001 et Zhou *et al.*, 2007).

En dépit d’une antibiothérapie efficace, les mortalités liées aux complications de *Staphylococcus aureus* peuvent être considérables (Nawaz *et al.*, 1999) et atteindre 3-20 % (Zhou, 2007). En élevage avicole, les arthrites de ces Coccis, peuvent servir de modèle pour l’étude de maladies humaines, vues leur similitude (Alderson *et al.*, 1986).

Les staphylocoques appartiennent à la famille des *Micrococcaceae*, Gram⁺, anaérobies aérobies facultatifs, 0.5-1 µm de diamètre (Devriese *et al.*, 2005), fermentent le glucose sans produire de gaz, transforment le nitrate en nitrite, asporulés et on en dénombre 35 espèces (Afssa, 2006). Le critère de leur classification est la production de coagulase que seuls *S. aureus*, *S. hyicus* et *S. intermedius* Produisent.

1.2.2.3 Entérocoques et Streptocoques

L’importance de la présence des entérocoques et surtout liée à leur pouvoir émergent comme agents pathogènes nosocomiales dans les deux dernières décennies, doués d’une antibiorésistance d’autant plus que la fréquence d’infection par ces germes est en croissance continue et se distinguent des streptocoques par leur capacité de se multiplier à une température de 10-45°C et à pH égale à 9,6.

Les streptocoques, notamment du groupe D de Lancefield, sont des germes de sortie qui signent une mauvaise désinfection ou un nettoyage inefficace du matériel et des bâtiments (Villate, 2001) ainsi que de la qualité de l'eau utilisée (Villate, 2001).

1.2.2.4 Pseudomonas

Pseudomonas aeruginosa est un élément normal de la flore digestive et cutanée, germe tellurique et ubiquiste et suite à de lourdes fautes hygiéniques il peut être la cause des infections vitellines et de septicémies (Villate, 2001).

P. aeruginosa, bacille le plus commun du groupe *Pseudomonas*, famille des *Pseudomonadaceae*, est mobile grâce à son flagelle simple, Gram⁻ et aérobie stricte.

1.2.3 AUTRES GERMES

D'autres bactéries peuvent aussi jouer un rôle comme *Klebsiella*, *Citrobacter* et *Listeria monocytogenes* qui est la bactérie la plus dangereuse de l'espèce *Listeria* (Villate, 2001).

1.3 CONSTITUTION DE L'ŒUF ET INSTALLATION DE LA FLORE DIGESTIVE DU POULET

1.3.1 CONSTITUTION DE L'ŒUF

1.3.1.1 Définition 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 (Wolanski *et al.*, 2007), 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 (Peebles *et al.*, 2004 ; Fassenko, 2007 ; Yalcin *et al.*, 2008).

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 (Yassin *et al.*, 2008). Cette taille des œufs peut avoir une influence sur les performances des progénitures (Peebles *et al.*, 2001).

1.3.1.2 Composition anatomique de l'OAC

La taille et la composition des œufs sont liées à des facteurs génétiques et d'autres non génétiques (Yassin *et al.*, 2008). La structure anatomique d'un œuf (figure 4, 5 et 6) est composée (Renoux, 1971) de l'extérieur vers l'intérieur comme suit :

La coquille

Elle donne la couleur de l'œuf en fonction des facteurs génétiques. Sa structure physique semi-perméable lui procure un rôle de protection contre les chocs et l'évaporation, laissant passer l'oxygène et le gaz carbonique (respiration de l'embryon) à travers les pores en nombre de millier (Evearaert *et al.*, 2007) et empêche la pénétration des germes. Grâce à la cuticule et avec la membrane coquillière, elle constitue la première barrière contre l'agression des micro-organismes (Nakano *et al.*, 2003). Son épaisseur peut être un facteur important dans l'éclosabilité (Pedroso *et al.*, 2005 ; Yassin *et al.*, 2008). L'intégrité de la cuticule reste un excellent indicateur de la pratique d'élevage observée sous l'effet des U.V.

La membrane coquillière

Elle est dédoublée en membrane coquillière externe fortement adhérente à la coquille et en *membrane coquillière* interne très rapprochée de l'externe jusqu'au bord arrondi de l'œuf laissant place à la chambre à air sous la membrane externe.

La chambre à air

Elle est quasiment absente au moment de la ponte. Elle commence à se former lors du refroidissement de l'œuf et forme une poche d'air entre les deux membranes coquillères du côté du bord arrondi de l'œuf.

L'albumen=blanc d'œuf

Constitué de deux sortes d'albumen, un albumen externe et interne de consistance relativement fluide (40% d'albumen) et un albumen médian plus visqueux (57% d'albumen) et qui entourent le vitellus (figure 5). Son poids total est en fonction de l'âge de la poule, et est plus élevé avec les bandes plus âgées (Yalcin *et al.*, 2008) mais sa qualité se trouve diminuée (Tona *et al.*, 2004).

L'albumen en entier sert d'amortisseur de choc pour le vitellus avec les chalazes et lors du développement embryonnaire il est source d'eau et de protéine. Il assure un vrai rôle antibactérien par ses caractéristiques bactéricides et bactériostatiques.

Les chalazes

C'est une paire de cordons d'albumen (3% d'albumen). Il s'agit de chalaze sénestre (située sur le côté droit de l'embryon) et de chalaze dextre (sur son côté gauche), enroulés. Elles fixent solidement le vitellus et son contenu au centre de l'œuf.

Le vitellus=jaune d'œuf

Il est entouré d'une membrane vitelline constituée de disques jaunes (vitellus jaune, de synthèse diurne) et de disques blancs (vitellus blanc, de synthèse nocturne) formant le jaune d'œuf d'un diamètre de trois centimètres. La masse centrale du vitellus, la plus anciennement formée est formée par la latebra qui constitue le col et le noyau de pander qui marquent le chemin de la migration de la cicatrice (le disque germinatif) d'un diamètre de trois millimètres vers la surface et qui commence à se développer dès le premier jour à 37,5°C (Pedroso *et al.*, 2005). Le noyau de pander est constitué de telle manière que son poids spécifique le fait tourner vers le haut qu'elle que soit la position de l'œuf.

Il existe un rapport jaune-blanc d'œuf qui varie en fonction des souches et des lignées (Peebles *et al.*, 2001) ainsi que de la taille de l'œuf.

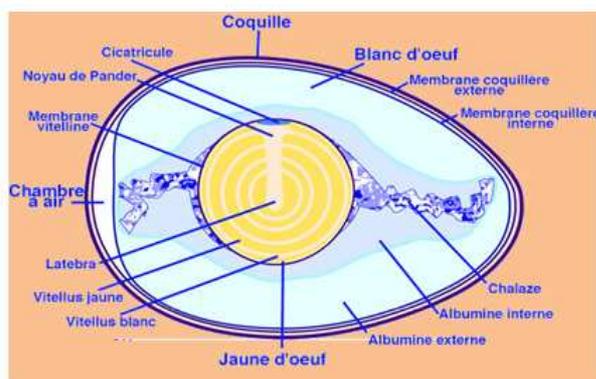


Figure 4 : Constituants anatomiques d'un œuf

(D'après RENOUX, 1971)

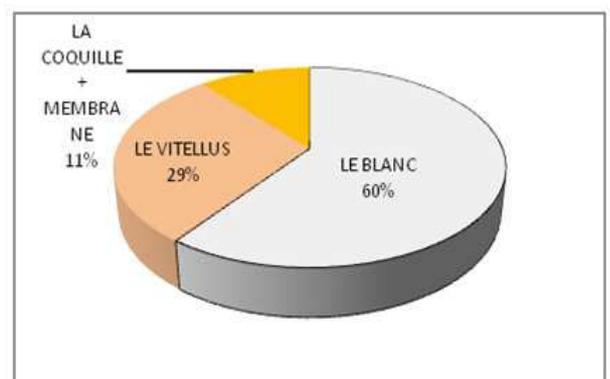
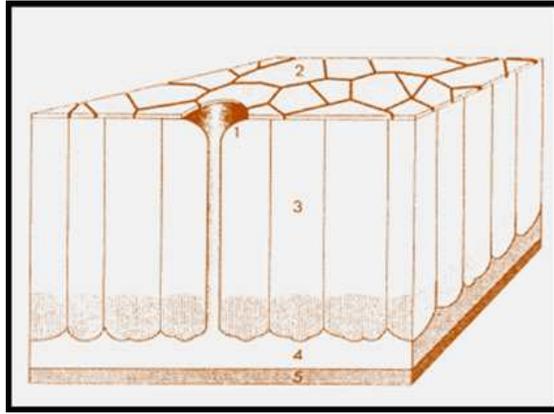


Figure 5 : Proportions des différents



1. pore
 2. cuticule
 3. couche cristalline=coquille calcaire
 4. membrane coquillère externe
 5. membrane coquillère interne
 Epaisseur = 0.32-0.40 mm

Figure 6: Composition schématique de la coquille (selon GLOOR et al)

1.3.1.3 Constituants organiques de l'OAC

La coquille : elle renferme la trame protéique kératinisée, des cristaux d'hydroxy-apatite, du carbonate de calcium, des pigments de coloration : la porphyrine, des dérivés des sels biliaires et de l'hémoglobine et d'autres sels minéraux.

Le blanc : Composé essentiellement de protéines :

Ovalbumine constitue la protéine majeure du blanc d'œuf. Elle est un nutriment essentiel pour l'embryon. Il ne possède aucune activité inhibitrice de protéase, sauf dans certaines conditions très particulières.

Ovotransferrine : Protéine chélatrice de fer ayant une triple action sur les micro-organismes :

- Action antimicrobienne par concurrence au fer disponible et nécessaire pour le développement microbien, action démontrée vis-à-vis de *Pseudomonas spp*, *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* (souche entérotoxique), *Streptococcus mutans* (Valenti *et al.*, 1983), *Salmonella enteritidis* (Baron, 1998).
- Action de potentialiser les effets des antibiotiques vis-à-vis des bactéries en sécrétant la β -lactamase (Babini et Livermore, 2000).
- Action directe sur le pathogène, en perméabilisant la membrane externe de certaines bactéries comme *Escherichia coli* (Ibrahim *et al.*, 2000).

Ovomucoïde : interagit avec une toxine de type SHIGA d'où son activité antimicrobienne contre certaines souches d'*Escherichia coli* enterotoxiques (Miyake *et al.*, 2000).

Ovo mucine : glycoprotéine constituée de deux sous unités (alpha et beta) insoluble en solution diluée et qui confère au blanc son aspect gélatineux. Elle peut se lier à *Escherichia coli* O157 :H7 par l'un de ses peptides (Kobayashi *et al.*, 2004)

Avidine et flavoprotéine : ont une forte affinité pour la biotine (vitamine B8) et la riboflavine (vitamine B2) entraînant ainsi une diminution de leur biodisponibilité donc une action antimicrobienne dont la croissance nécessite la présence de ces vitamines.

Lysozyme : ses activités antimicrobiennes peuvent être soit en action seule ou liée contre certaines bactéries, telle *Pseudomonas* et *Escherichia coli* par activité d'une nuraamidase (Decker *et al.*, 2008).

Phosvitine : c'est l'une des protéines les plus phosphorylée qui emmagasine le Ca⁺⁺ et le fer pour l'embryon et agit par concomitance entre sa propriété de chélateur d'ions métalliques et son action sur les surfaces de bactéries sur les souches enterotoxiques d'*Escherichia coli* (Sattar Khan *et al.*, 2000).

Le vitellus : dont les formations essentielles sont :

- § Des lipides : Triglycérides et Phospholipides
- § Du cholestérol
- § Des protéines
- § De l'acide phosphorique
- § Des vitamines et des minéraux (vit A, vit D, choline, phosphore, ZN)
- § Immunoglobulines maternelles : les IgY équivalent des IgG chez les mammifères sont transmis de la poule à l'embryon via le jaune d'œuf (Villate, 2001). Après une immunisation par un antigène, le jaune d'œuf peut contenir jusqu'à 135 mg d'IgY (Ruan *et al.*, 2007) dont 2-10% sont des anticorps spécifiques (Chalghouni *et al.*, 2008).

Ces immunoglobulines empêchent l'adhésion des pathogènes et facilitent ainsi leur élimination comme c'est le cas pour *Helicobacter pylori* (Shin *et al.*, 2002), *Escherichia coli* (Giraud *et al.*, 2001) ou des salmonelles (*S. enteritidis* et *S. typhimurium*) (Barman *et al.*, 2005).

D'une manière globale un œuf de 60 grammes est composé en grande partie d'eau (75%) et de matière sèche (25%) comme indiqué dans le tableau 1.

Tableau 1: Principaux constituants d'un œuf (œuf de 60 grammes)

1) Eau	75%
2) Matière sèche	25%
Protéines	8,1 gr
Lipides	6.5 gr
Cholestérol	250 mg

1.3.1.4 Etapes de formation de l'OAC

Le parcours de l'œuf, de la cavité coelomique (lieu de l'ovulation) jusqu'au cloaque (urodaeum) est l'oviducte. Chez la poule, seul l'oviducte gauche reste fonctionnel, c'est un milieu naturel où une série d'événements chronologiques et séquentiels se produisent aboutissant à la formation de l'œuf entier (Villate, 2001).

Pour assurer le développement autonome de l'embryon dans un milieu externe, la poule doit participer durant 21 jours (Rehault *et al.*, 2007), avant même l'ovulation, par la mobilisation d'un ensemble de nutriments et des systèmes régulateurs et de protection, nutriments nécessaires à la croissance embryonnaire qui s'effectue en dehors du corps maternel.

Le cytoplasme actif contient les chromosomes maternels concentrés en une petite zone du vitellus appelée blastodisque qui est identifié comme une petite tache blanche de 2-3 mm de diamètre (Villate, 2001).

Infundibulum : pavillon permettant la réception de l'ovule (jaune d'œuf), sa fécondation en présence d'un spermatozoïde et sa consolidation par la membrane vitelline. Il est, en moyenne, de 0.9 cm de longueur. La durée de passage est de 18 mn (Villate, 2001).

Magnum : c'est la plus longue fraction de l'oviducte. D'une longueur de 33 cm. Elle est caractérisée aussi par des parois très épaisses. C'est dans le magnum qu'ont lieu les sécrétions des 40-50% de l'albumen (blanc d'œuf). La durée de passage est de 3h (Villate, 2001).

Isthme : lieu de sécrétion de l'albumine et des membranes coquillères, il mesure 10 cm de long. La durée de passage est de 1h (Villate, 2001).

Utérus : c'est le lieu où le temps de séjour de l'œuf dans l'oviducte est le plus long (20-22 heures) permettant l'achèvement de la formation du reste de l'albumen (60-50%) par le phénomène du "plumbing" (enrichissement en eau et en sels minéraux à travers les

membranes coquillères par pression oncotique) et le dépôt de calcium nécessaire à la formation de la coquille. C'est la chambre à coquille. Il mesure 11 cm (Villate, 2001).

Vagin : d'une longueur de 12 cm (Villate, 2001), il permet le séjour de l'œuf pour la formation de la cuticule et l'oviposition en vue de son expulsion. La durée de passage est de quelques mn.

1.3.1.5 Principales anomalies de l'OAC

Œufs souillés : C'est la traduction d'une hygiène défectueuse de la litière en particulier au niveau des nids et/ou une collecte peu fréquente. C'est le Principal problème des OAC.

Absence de coquille et coquille molle : l'absence totale de la coquille ou une coquille fine ou molle de l'œuf peut être observée sporadiquement sans aucune étiologie mais parfois sa fréquence signe un état de stress nocturne ou une déficience calcique et/ou vitaminique (vit D) mais surtout une perturbation du rapport phosphocalcique (Lim *et al.*, 2003) dans l'alimentation des reproductrices et dans certaines pathologies graves telles que la bronchite infectieuse et la Laryngo Trachéite Infectieuse (Villate, 2001).

Coquille rugueuse : Anomalie attribuée à la génétique mais peut aussi être observée à la faveur d'un phénomène pathologique comme l'expression d'une atteinte de l'oviducte lors de la maladie de bronchite infectieuse (Chousalkar *et al.*, 2006) ou le résultat d'une surconsommation d'antibiotique ou de calcium surtout en âge avancé des poules (Gordon *et al.*, 1997).

Coquille craquelée : Défaut de coquille observé à la faveur d'un surpeuplement ou d'une mauvaise conception des nids ou parfois lors d'un stress lié à une forte élévation de température.

Taches de sang : Phénomène observé sur le blanc ou le jaune d'œuf, pouvant survenir lors d'un grand stress à une demi-heure avant l'ovulation ou suite à des variations d'ambiance marquées par forte fluctuation de température, un éclairage continu ou suite à une utilisation prolongée de sulfamides. Les carences en vit K et en vit A semblent jouer un rôle dans ce type d'anomalie, et l'origine du sang est le follicule ovarien (Villate, 2001).

Liquéfaction du blanc : Le blanc d'un œuf fraîchement pondu est de consistance aqueuse et sa consistance visqueuse est acquise lors de son refroidissement. Une liquéfaction anormale est synonyme d'un contact important avec l'ammoniac atmosphérique (Benton et Brake, 2000).

1.3.2 RAPPELS SUR L'INSTALLATION DE LA FLORE DIGESTIVE CHEZ LE POULET

1.3.2.1 Cinétique de l'implantation des microorganismes

A l'éclosion, les poussins incubés dans des conditions et un environnement d'hygiène optimale, possèdent un tube digestif totalement stérile (Yegani et Korver, 2008). L'implantation et la colonisation des microorganismes dans la muqueuse, qu'ils soient pathogènes ou commensaux, commencent dès les premiers instants de la vie de l'oiseau pour s'intensifier avec les prises alimentaires, et ceci par leur présence dans la lumière intestinale et/ou par leur adhésion aux sites de fixation qui tapissent la muqueuse des entérocytes. Ceci a été démontré avec la paroi du caeca par plusieurs auteurs, notamment par Barrow *et al.*, 1987 et Rao et Chauhan, 1987.

Il existe une compétition pour ces sites d'adhésion entre les microorganismes pathogènes et commensaux et l'implantation précoce au niveau des sites par la microflore bénéfique, protège l'animal contre des infections salmonelliques ultérieures (Humbert *et al.*, 1989). Cette occupation, qui commence dès les premières heures (tableau 2), semble atteindre son optimum vers l'âge de 15 jours et perdure durant toute la vie de l'oiseau (Humbert *et al.*, 1989). Lors d'une ingestion orale de salmonelles, la colonisation intestinale est la première étape de l'infection, provoquant une excrétion persistante dans les fientes pour atteindre ensuite le foie, la rate. Le site principal de multiplication reste le caecum (Hudault *et al.*, 1985).

Au moment de l'éclosion de l'œuf, l'environnement va jouer un rôle capital. l'environnement définit l'ordre dans lequel les oiseaux sont exposés aux microorganismes et de leurs aptitudes à coloniser l'intestin (besoin en nutriments, lieu de développement et interactions entre ces microorganismes) (Gabriel *et al.*, 2003 et 2005 ; Zhou *et al.*, 2007 ; et Yegani et Korver, 2008) d'autant plus que l'immaturité du système immunitaire des poussins les prédispose dès leur naissance.

Tableau 2: Chronologie d'apparition des bactéries chez le poulet EOPS
(Humbert, 1989)

Age (en jours)	Bactéries du tractus digestif
6	Coccis +quelques bacilles
8	Les bacilles sont en abondance
11	Diversification de la flore et apparition des spirales
15	Feutrage bactérien
117	La même densité et morphologie que j. 15

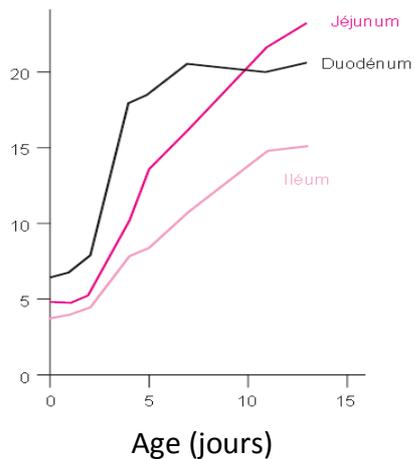
1.3.2.2 Impact anatomo-physiologique du développement microbien sur le tube digestif du poulet

Bien que le tube digestif (TD) du poussin soit anatomiquement complet à l'éclosion (Sklan, 2001) la microflore du TD du poulet lui confère une anatomie particulière par le fait que les intestins sont plus lourds et plus longs, comparativement aux oiseaux axéniques dont la paroi est moins épaisse. Cette propriété est due à la richesse en tissus connectifs (Karcher et Applegate, 2008) particulièrement la *lamina propria*, et aussi à l'augmentation de la taille des tissus lymphoïdes (plaques de PAYER). C'est ainsi qu'on peut constater, chez un poulet dont l'installation de la flore digestive est arrivée à son niveau optimal, que les villosités intestinales sont plus hautes, de formes irrégulières et que les cryptes sont plus profondes car ce système gastro-intestinal doit assurer la fonction de nutrition du poussin après épuisement des réserves de l'œuf (Yegani et Korver, 2008).

Uni *et al.*, en 1999 et en 2003 démontrent que ce sont les entérocytes, par leurs villosités (figure 7), qui vont assurer la fonction d'absorption digestive et que cette mosaïque d'entérocytes existe à la naissance, mais un délai de 1-2 jours est nécessaire pour une utilisation efficace du début de l'alimentation (Sklan, 2003).

La prolifération de cette muqueuse, résultat d'une hyperplasie cellulaire, est en faveur d'une grande optimisation de la surface d'absorption, en concomitance avec une augmentation du poids de l'intestin.

Volume d'une villosité (mm³)



Nombre d'entérocytes (10³/cm² d'intestin)



Figure 7 : Volume des villosités intestinales et Nombre d'entérocytes par villosité chez un poussin (selon Uni et al, 1999)

1.3.2.3 Répartition de la microflore sur le TD du poulet

Le poulet renferme quelque 29 genres bactériens qui représentent 200 différents types métaboliques (Gabriel *et al.*, 2003 et 2005). Cette multitude de microorganismes peut être répartie en trois grands groupes :

Une flore dominante : représentée par les anaérobies stricts et spécifiques de l'espèce aviaire avec une densité de 10⁷ germes/g et où on trouve *Lactobacillus* et *Enterobacter*.

Une flore sous dominante : avec une densité de 10⁵-10⁷ germes/g et qui est surtout dominée par les streptocoques et des entérobactéries moins spécifiques de l'espèce avicole.

Une flore transitoire : d'une densité inférieure à 10⁵ germes /g renfermant surtout des anaérobies stricts.

1.4 HYGIENE DE L'ŒUF A COUVER AUPRES DES CENTRES DE PRODUCTION ET DU COUVOIR

1.4.1 COLLECTE DES OAC

1.4.1.1 Ramassage des OAC

Pour bien conserver la bonne qualité hygiénique des OAC, il est impératif de bien veiller à l'application d'un certain nombre de mesures lors de leur ramassage, mesures qui consistent à :

- § Multiplier la fréquence de ramassage à intervalles réguliers (au minimum 2 fois par jour) et utiliser des récipients propres et désinfectés (Itavi, 2003 ; O.I.E, 2008). Il

existe une corrélation entre le taux d'éclosabilité et la fréquence de ramassage des OAC (Fasenko *et al.*, 2008 ; Fasenko, 2007 ; et Heier et Jarp, 2001).

- § Faire subir un premier tri à chaque lot d'OAC dès les premiers instants du ramassage au niveau des élevages reproducteurs, en veillant à mettre de côté tous les œufs sales, cassés, fêlés et présentant des fuites ou des irrégularités (bosses) pour les écarter du lot à couvrir (Itavi, 2003 et O.I.E, 2008).

1.4.1.2 Stockage et traitement des OAC

Une fois collectés, les OAC doivent être stockés à une température fraîche (15-20°C en général, 13-15°C selon O.I.E, 2008) et une humidité relative de 75-80 % (Fasenko, 2007) dans des salles conçues à cet usage (Itavi, 2003). En effet, un bon stockage est synonyme d'un taux d'éclosion optimal. La qualité des poussins éclos est tributaire du poids des OAC et surtout de la qualité de la coquille (Christensen *et al.*, 2006) . Plus l'œuf est léger et moins le poussin est de bonne qualité et moins l'éclosion est à son optimum (Fasenko *et al.*, 2008 ., Fasenko, 2007), d'où la nécessité de limiter la durée de stockage des OAC à moins de 7 jours (Christensen *et al.*, 2003 ; Fasenko, 2007) pour limiter la déperdition d'eau par évaporation et ainsi minimiser l'influence négative sur la qualité des OAC et par conséquent sur les poussins (Christensen, 2001 ;Tona *et al.*, 2003).

1.4.1.3 Désinfection des OAC

Une désinfection primaire des OAC doit se réaliser immédiatement dès leur collecte (Heier et Jarp, 2001) dans les centres de production et conformément au code sanitaire pour les animaux terrestres relatif aux procédures d'hygiène et de sécurité sanitaire dans les élevages de volailles reproductrices et les couvoirs (O.I.E, 2008). Il faut veiller à soumettre les OAC à une fumigation au formaldéhyde, ou appliquer une solution de désinfectant pour coquilles d'œufs par pulvérisation ou par immersion, ou encore toute autre méthode d'hygiène jugée utile par l'autorité vétérinaire.

La fumigation doit se faire dans une chambre spéciale ou à défaut une pièce ou un local construit en matériaux imperméables et pouvant être rendu aussi étanche à l'air que possible. La ventilation est nécessaire pour faire circuler le gaz pendant l'opération et l'expulser une fois la désinfection achevée. La maîtrise de la capacité totale de la pièce est capitale pour s'assurer de l'efficacité de la désinfection.

Méthode 1

L'opération doit se réaliser en une vingtaine de minutes en présence d'une source de chaleur pour maintenir une température de 24-38°C. On place la solution de désinfectant dans un ou plusieurs (de préférence) récipients en matériaux ininflammables (métal, feuilles de métal, argile, émail,) en commençant par le KMnO_4 puis le formol. Les fumigations (vapeur de formol) sont utilisées seules ou en association avec les permanganates de potassium depuis de nombreuses années pour la fumigation des OAC et des équipements. Les avis ne sont pas unanimes sur les concentrations. Ainsi, l'O.I.E. (2008) a proposé deux méthodes pour trois concentrations :

Concentration A : 53 ml de formol (solution à 37.5%) +35 g de KMnO_4/m^3 de volume d'air

Concentration B : 43 ml de formol (solution à 37.5%) +21 g de KMnO_4/m^3 de volume d'air

Concentration C : 45 ml de formol (solution à 40%) + 30 g de KMnO_4/m^3 de volume d'air

Méthode 2

Elle consiste à placer une quantité requise ($10 \text{ g}/\text{m}^3$) de poudre ou de pastille de paraformaldéhyde sur une plaque préchauffée tout en maintenant un taux d'humidité suffisamment élevée (60-80%).

1.4.2 TRANSPORT DES OAC

L'acheminement des OAC depuis les centres de production vers les établissements d'accouaison doit être réalisé dans des emballages neufs et propres, dans des véhicules propres et désinfectés (O.I.E, 2008), avant et après le transport (Itavi, 2003) en veillant au respect de la continuité des conditions de stockage (température essentiellement) afin d'éviter tout phénomène de condensation à la surface de la coquille des œufs ; phénomène qui est à l'origine du passage des germes à travers la coquille pour atteindre les constituants de l'œufs (Itavi, 2003).

1.4.3 GESTION DES OAC AUX COUVOIRS

1.4.3.1 Traçabilité

Pour une maîtrise aussi convenable que possible d'une bonne et satisfaisante traçabilité, l'accoureur doit veiller à l'identification des lots d'OAC et de leur emplacement exacte à tous les niveaux de l'établissement ainsi qu'à la bonne gestion épidémiologique de ces différents

lots (Itavi, 2003). L'identification est réalisée par un marquage des œufs (Itavi, 2003). Dans le cas de l'Algérie, ce numéro est composé de six chiffres suivi de la lettre C et du numéro de bâtiment (bt) (DSV, 2004) et est constitué comme suit : les 2 premières lettres indiquent le code de la wilaya où se trouve le troupeau reproducteur, la 3ème et 4ème lettres indiquent le code de l'aviculture (15), les 2 derniers chiffres représentent le numéro de série et la lettre C pour la filière chair et Bt avec un chiffre indique l'identification numérique du bâtiment.

Exemple : premier bâtiment d'un premier élevage de la wilaya de Sidi Bel Abbès : **221501Cbt1**

La date de production n'est pas sans importance pour la maîtrise des dates de mise en incubation. Cependant, il existe deux principaux obstacles quant à la gestion, à la fois économique et sanitaire du flux par lot. Pour une meilleure gestion économique de l'investissement, il faut occuper l'ensemble des machines et rassembler un stock d'OAC suffisant, mais tout en veillant à la notion de l'âge de l'œuf, car le stockage est devenu une pratique nécessaire dans les modes de production intensifs et rationnels (Christensen *et al.*, 2003 ; Tona *et al.*, 2003 ., Christensen, 2007).

1.4.3.2 Maîtrise d'acquisition des OAC

L'accoureur doit surveiller en permanence les différents contrôles expérimentaux (bactériologique et mycologique) effectués sur les reproducteurs, que ce soit de son propre élevage ou des OAC provenant d'autres troupeaux fournisseurs, pour s'assurer continuellement du statut sanitaire de ces élevages et éventuellement intervenir pour mieux gérer un, voire plusieurs, lots suspects (Itavi, 2003).

1.4.3.3 Identification des risques sanitaires et détermination des points sensibles

Selon l'Itavi (2003), cette opération doit être faite à tous les niveaux de la manipulation des œufs depuis leur arrivée à l'établissement d'accouaison, suivant le système HACCP (tableau 3).

Tableau 3 : Représentation des différents risques sanitaires selon Itavi (2003).

	Risques sanitaires	Points critiques
Le stockage et la gestion du stock des OAC	<ul style="list-style-type: none"> - Propreté défectueuse au débarquement des OAC et/ou de la salle de réception - Perte de la traçabilité des différents lots - Non désinfection des OAC - Non application des mesures d'hygiène aux OAC d'importation 	<ul style="list-style-type: none"> - Contrôle myco-bactériologique de la salle, du matériel et des œufs (1 fois/2mois) Pour l'eau, 1 (réseau) à 2 fois (puits)/an - Identification des lots, des lots importés et des lots suspects par date et troupeau de production - Contrôle du camion, avant et après transport
La programmation des incubations	<ul style="list-style-type: none"> - Mauvaise identification - Mélange et contamination des différents lots (sains, suspects et importés) - Incubation des OAC ne répondant pas aux normes d'hygiène et de calibrage 	<ul style="list-style-type: none"> - Traçabilité correcte du produit (N° de troupeau, date de production et le nombre) - Incubation isolée des OAC suspects et d'importation
La mise en plateaux et préchauffage	<ul style="list-style-type: none"> - Manque d'hygiène des salles, du matériel - Propreté corporelle et vestimentaire du personnel 	<ul style="list-style-type: none"> - Contrôle visuel et/ou myco-bactériologique des salles et du matériel - Désinfection des suceuses - Identification des casiers par lot et date de production
La mise en incubation	<ul style="list-style-type: none"> - Non respect du circuit du sens unique - Hygiène défectueuse de la salle et des machines .Fréquence insuffisante des vides sanitaire - Non identification des lots - Non respect de l'hygiène du personnel 	<ul style="list-style-type: none"> - Accès réservé, tenue vestimentaire spécifique au secteur « propre » et respect du vide sanitaire « fréquence » - Contrôle visuel et bactériologique 1-2 fois/2 mois - Localisation des lots d'OAC/troupeau
Le transfert	<ul style="list-style-type: none"> - Présence des poussins « communication avec la salle d'éclosion » - Non respect de la marche en avant - Mélange des lots et dispersion des lots suspects dans les caisses d'éclosion - Non respect de la chronologie du transfert 	<ul style="list-style-type: none"> - Contrôle expérimental de la salle et des machines 1 fois/mois - Désinfection des suceuses - Respect de manipulation et de l'identification des lots
L'éclosion	<ul style="list-style-type: none"> - Perte de l'identification des lots à la sortie - Hygiène défectueuse de la salle, des machines et du personnel - Non maîtrise des flux d'air à la sortie d'éclosion « risque du duvet » 	<ul style="list-style-type: none"> - Manipulation des poussins du moins vers le plus contaminé&interruption entre les lots - Contrôle mensuel myco-bactériologique de la salle, machines et lingette - Tenue vestimentaire spécifique « secteur souillé »
Le tri, vaccination et expédition des poussins	<ul style="list-style-type: none"> - Insuffisance d'hygiène du local, matériel et des personnes ainsi que du camion d'expédition du poussin - Perte de l'identification des poussins - Retour d'emballage 	<ul style="list-style-type: none"> - Présence de poussin d'âge différent - Emballage à usage unique - Contrôle mensuel myco-bactériologiques de la salle et du matériel, recherche des germes pathogènes et des germes spécifiques « lot suspect » (salmonelles&mycoplasme

1.5 DEVELOPPEMENT EMBRYONNAIRE DU POULET DE CHAIR

1.5.1 GENERALITES

La croissance embryonnaire commence tôt durant la constitution de l'œuf jusqu'à son acheminement dans l'oviducte aboutissant à la différenciation cellulaire (Fasenko, 2007). La distinction entre OAC fertiles et OAC infertiles est quasiment impossible sans les détruire ; ce qui est fort préjudiciable pour l'incubation. La fertilité d'un troupeau est généralement jugée acceptable aux alentours de 90% durant une grande partie de la période de ponte avec une moyenne pour la production de poussin de l'ordre de 83% (Jordan et Pattison, 1996) alors que certaines études des sciences avicoles ont montré des taux, d'éclosion des œufs fertiles de 97.3% et de fertilité de 94% (Yalcin *et al.*, 2008). Dans les conditions optimales le développement embryonnaire durant l'incubation, est normal et l'éclosion s'effectue en 21 jours (Fasenko, 2007).

1.5.2 ETAPES DE LA CROISSANCE EMBRYONNAIRE

En réalité le développement embryonnaire a lieu avant même le début de l'incubation même, avant l'oviposition, si la fécondation a lieu. Durant les 24-26h de la formation de l'œuf, le blastodisque subit une série de changements morphogénétiques (méiose-mitose) à l'intérieur de l'oviducte, entraînant une différenciation cellulaire (Fasenko, 2007). De ce fait le développement embryonnaire précoce commence dès le passage du vitellus dans l'oviducte en concomitance avec l'achèvement de la formation de l'œuf. La fécondation a lieu dès l'ovulation et la réception de l'ovocyte par l'infundibulum, puis juste après vient la deuxième division méiotique lors du passage de l'ovule au niveau du magnum. Alors que les sécrétions coquillères ont déjà commencé, la première division mitotique a lieu 3-5h après la fécondation (Olsen, 1942). La division du blastodisque unicellulaire implique de nombreuses divisions mitotiques produisant un embryon avec des milliers de cellules génétiquement identiques (Fasenko, 2007). Après le développement du premier sillon (environ 11h), l'embryon est dit blastoderme : c'est un disque circulaire de 5-6 cellules épaisses au centre, entourées de 1-2 cellule(s) périphérique(s) (Bellairs, 1971). Quand l'ovule arrive au niveau de l'utérus, le premier événement morphogénétique de l'embryon survient, impliquant la perte cellulaire de la région centrale du blastoderme (Eyal-Giladi et Kochav, 1976). De ce fait, et à partir de ce stade et jusqu'à l'oviposition (la ponte), la région centrale du blastoderme est constituée de 1-2 couches cellulaires épaisses entourées de plusieurs couches périphériques.

La région translucide centrale du blastoderme est dite zone pellucide. Quand les anneaux cellulaires périphériques viennent en contact avec le vitellus, ils sont dits zone opaque. Le résultat de ce développement embryonnaire précoce est que juste avant l'oviposition, il existe approximativement entre 40.000 et 60.000 cellules pour le cas du poulet de chair (Eyad-Giladi et Kochav, 1976 ; Fassenko, 2007), avec une certaine influence de la densité d'élevage et de l'âge de la reproductrice. Cette maturité de développement embryonnaire précoce à la ponte reste plus élevée que chez d'autres espèces comme la dinde (Gupta et Bakst, 1993).

Les différents processus embryologiques aboutissant à la formation d'un futur poussin à partir d'une cellule fécondée sont complexes et peuvent être classés en trois étapes (Le Douarin, 2004) :

Etape 1 : de **différenciation**, Elle correspond à la formation et à la mise en place des différents tissus et organes à partir d'une cellule mère (ovule x spermatozoïde).

Etape 2 : de **croissance**, elle est caractérisée par un important développement de tous les organes et s'achève vers le 16ème jour.

- § Au 4ème jour de l'incubation, il y a formation des vaisseaux sanguins et du cœur.
- § Au 7ème jour, tous les organes vitaux sont en place. C'est l'âge où il est très utile de mirer les œufs pour éviter les non fécondés (œufs clairs).
- § Au 11ème jour, le corps, la tête, le cou, le bec et les membres du futur poussin sont bien distincts bien que la taille des yeux est toujours disproportionnée.
- § Au 14ème jour, s'achève la formation des plumes. C'est l'âge du 2ème mirage pour contrôler le bon développement de la chambre à air, qui est vitale pour la survie du poussin (adapter le taux d'humidité).

Etape 3 : de **maturation** des systèmes physiologiques qui a lieu la dernière semaine de l'incubation (17-20 jours) et se poursuit la première semaine post-éclosion (Christensen *et al.*, 2001). Cette maturation s'achemine vers la préparation du poussin à la sortie de l'œuf. La chambre à air est totalement absente car sans cet espace supplémentaire, le poussin n'a aucune chance de bouger, de piquer la coquille et de clore. Au 21ème jour et à la faveur de quelques heures d'efforts, le poussin s'extrait de la coquille, épuisé et humide.

1.5.3 PERIODES CRITIQUES ET PARAMETRES DETERMINANT L'EMRYOGENESE

Pour réussir un bon développement embryonnaire et une éclosion vers le 21^{ème} Jour (Fasenko, 2007) dans des conditions les plus proches de la normale, il faut respecter un certain nombre de paramètres comme la température, l'humidité, le retournement, les échanges gazeux et autres facteurs (Leksrisompong *et al.*, 2007 et 2009).

1.5.3.1 Température

Les embryons de poulet sont des poïkilothermes dont la croissance et le maintien des fonctions métaboliques dépendent de sources externes de chaleur (poule-incubateur) de l'ordre de 37.5-38°C (Joseph *et al.*, 2006). Ce paramètre est aussi déterminant pour un meilleur développement de l'embryon et une éclosion optimale que pour une croissance correcte du poussin après éclosion avec une moyenne de 37.8°C (Leksrisompong *et al.*, 2007 et 2009), (température de la coquille d'œuf qui reste le seul moyen efficace de mesure de la température de l'œuf (Lourens, 2005 et 2006), avec une fluctuation observée en fonction de la position de l'œuf dans les machines du stade de développement embryonnaire, plus basse (36,7°C) le premier tiers de l'incubation et plus élevée (38,9°C) à la troisième semaine (Joseph *et al.*, 2006).

L'effet positif de la température optimale de 37,8°C est exprimé par la taille (longueur) de l'embryon, son poids et celui du jaune d'œuf libre (Collin *et al.*, 2005). D'une manière globale et durant l'incubation, on distingue deux phases : une première (0-7 jours), dite endothermique où les embryons ont besoin de chaleur qu'ils absorbent, et une deuxième (8-17 jours) qualifiée d'exothermique où la croissance embryonnaire dégage de la chaleur (French, 1997).

1.5.3.2 Humidité et âge de poulette

L'humidité relative doit être adaptée aux conditions de développement embryonnaire et au dégagement de la chaleur et les meilleurs scores sont réalisés avec un taux d' HR de 53% (soit 84 % pour un hygromètre à bulbe humide) (Leksrisompong *et al.*, 2007) entre 0-16 jours (Bruzual *et al.*, 2000), pour être ramenée selon l'âge de la poule à 88%-92% entre 19-21 jours (Kirk *et al.*, 1980).

L'âge de la bande joue un rôle très significatif dans le développement embryonnaire et le taux d'éclosabilité où de meilleurs chiffres sont enregistrés avec des poules reproductrices

âgées de 30 semaines par rapport à celles âgées de 26 semaines (Bruzual *et al.*, 2000 ; Peebles, 2004). En effet, le taux de mortalité embryonnaire est plus élevé chez les jeunes bandes , de même que sur la qualité du poussin éclos où il existe une corrélation linéaire entre l'âge de la poule et le poids à l'éclosion entre 29-47 semaines (Suarez *et al.*, 1997).

1.5.3.3 Retournement

Les mouvements de retournement à angle de 45°, des œufs durant l'incubation est un facteur essentiel pour le développement des membranes extra-embryonnaires (Deeming, 1989 et Wilson *et al.*, 2003) et pour une orientation adéquate de l'embryon dans l'œuf avant éclosion, du fait que 1-4% des embryons âgés de 18 jours sont mal positionnés (Wilson *et al.*, 2003). Le retournement n'a en aucune manière une influence sur le degré de contamination des œufs (Elibol et Brake, 2006 et 2008). La fréquence de retournement optimal est de 96/jour (Elibol et Brake, 2003). De bons résultats sont obtenus avec une fréquence de retournement de 1/30 mn (Leksrisompong *et al.*, 2007).

1.5.3.4 Ventilation et niveau de CO₂

Bien qu'il ne se manifeste que très tard en fin d'élevage des souches sélectionnées chair, un des problèmes où le couvoir est impliqué est l'ascite. En effet, l'ascite est source d'énormes pertes en industrie de la volaille (Hassanzadeh *et al.*, 2004) et où le niveau de CO₂ dans les machines, issu du métabolisme de l'embryon, joue un rôle sur les performances des embryons et des poussins après l'éclosion (Tona *et al.*, 2005). Une élévation graduelle de 0.70% de la concentration de CO₂ les 10 premiers jours, par une réduction de la ventilation, entraîne un développement embryonnaire plus rapide et donc une éclosion précoce (De Smit *et al.*, 2008). Il a été remarqué que les sujets éclos plus tard sont plus sensibles à l'ascite (Tona *et al.*, 2005) que ceux éclos plutôt. Ces derniers présentent une certaine résistance à la pathologie.

La concentration de CO₂ dans l'incubateur, indicatrice d'un métabolisme embryonnaire actif (Tona, 2004), commence à augmenter dès le 3^{ème} jour pour atteindre une phase de plateau vers J4-J5, puis continue jusqu'à J10 (Tona *et al.*, 2007 ; De Smit *et al.*, 2008). Les plus hauts niveaux de corticostérone et des taux plasmatiques des hormones thyroïdiennes T3-T4 sont enregistrés chez les sujets à éclosion précoce qu'avec les tardifs à thyroïde embryonnaire déprimée (Christensen *et al.*, 2002). Mais un taux trop élevé de CO₂ supérieur à 4% (Everaert

et al., 2007) et de chaleur entre J14-J17 entraîne des effets négatifs sur le poids du poussin par diminution du poids des organes (gésier, proventricule, intestin grêle et surtout le cœur) (Leksrisonpong *et al.*, 2007 ; Wineland *et al.*, 2006). Un taux d'oxygène insuffisant durant un métabolisme embryonnaire accru est à l'origine du même syndrome (Decuyper *et al.*, 2000).

1.5.3.5 Microbisme de la coquille

La présence des microorganismes sur les coquilles d'œufs est presque de règle, 96% des œufs pondus en possèdent sur leur surface (Cook *et al.*, 2003). 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 (y compris les saprophytes) 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).

Certaines bactéries digèrent la cuticule protégeant l'extérieur de l'œuf et augmentent ainsi le risque de pénétration des microorganismes (Board *et al.*, 1979). En milieu d'humidité favorable, les germes peuvent atteindre la membrane coquillère à J1, pour atteindre le jaune d'œuf après 5 jours dans 60% d'HR et en 7 jours dans 70% d'HR (Cook *et al.*, 2003).

1.6 DESINFECTION DU COUVOIR

1.6.1 GENERALITES

La qualité sanitaire du couvoir et de son environnement est déterminante pour la chaîne de production du poulet de grille (centre névralgique) 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).

Les mesures de décontamination et de désinfection ciblent non seulement les OAC mais aussi la totalité des salles, des machines, et matériels (OIE, 2003 et 2008 ; Fassenko *et al.*, 2009).

Pour être efficace, cette désinfection doit intéresser des microorganismes pathogènes cibles comme *Salmonella enteritidis* (Gradel *et al.*, 2004) car le couvoir est le point de départ de

contamination des poussins sains à partir des poussins contaminés par une multitude de germes pathogènes, tels *S. enteritidis*, *E. coli* et *Listeria monocytogenes* (Venkitanarayanan *et al.*, 1999).

1.6.2 PROTOCOLE DE DESINFECTION

Les salles : toutes les salles doivent être lavées et désinfectées au rythme d'une fois par semaine à l'exception de la salle d'éclosion qui doit subir une désinfection totale à chaque sortie des poussins (ITAVI, 2003 ; OIE ,2008).

L'éclosoir : c'est la machine la plus exposée à la contamination et à la dissémination des microorganismes. La remise en service après éclosion est subordonnée à une rigoureuse désinfection et un séchage de la machine et des chariots. (ITAVI, 2003 ; OIE ,2008).

Les incubateurs : pour des raisons économiques, un programme de prophylaxie est effectué pour réaliser des vides sanitaires périodiques et une révision du système de fonctionnement des machines avec un système de roulement en fonction des disponibilités de ces derniers. (ITAVI, 2003 ; OIE ,2008).

Le procédé le plus pratique et le moins couteux est l'utilisation de la combinaison de formol et de permanganate de potassium (OIE, 2008) selon les mêmes dosages utilisés pour la désinfection des OAC.

Après avoir fermé toutes les ouvertures, on dépose la quantité de permanganate de potassium dans un récipient ininflammable et on ajoute la concentration de formol nécessaire. On ferme les portes et on actionne les ventilateurs pendant au moins 3 heures (l'idéal est toute la nuit), puis on ouvre les aérations bouchées tout en maintenant la ventilation pour expédier les gaz.

Une température de 24-38°C et une HR de 60-80% assurent une efficacité certaine du produit ; efficacité qui peut être vérifiée par un examen visuel et des prélèvements de surface pour un contrôle bactériologique. Le rythme des prélèvements est fonction de la situation épidémiologique et des capacités du couvoir.

Pour éviter les accidents, un écriteau doit être en permanence sur tous les accès mentionnant la dangerosité des produits.

1.6.3 ETAPES SUCCESSIVES DE LA DESINFECTION DU COUVOIR

Selon ITAVI (2003) et OIE (2008), ces étapes doivent comporter:

1.6.3.1 Rangement du matériel

Opération très aisée mais capitale pour le reste des étapes, car tout objet non rangé peut être source de contamination à partir de poussière et de duvet accumulés. C'est pourquoi et pour la bonne gestion de l'établissement, il est indispensable de prévoir une aire fixe et habituelle pour l'ensemble des ustensiles utilisés au couvoir y compris le rangement des cartons des poussins.

1.6.3.2 Décontamination

Une grande partie des déchets et des souillures des surfaces doivent être enlevées à chaque fois avant de procéder à la désinfection chimique, de préférence sans utilisation de balai, sinon faire un balayage sur sol humide pour éviter la dissémination des germes par éparpillement des poussières et du duvet.

1.6.3.3 Nettoyage chimique

Cette opération n'a pas pour but d'éliminer les microorganismes mais de préparer les différentes surfaces à l'action des solutions qui vont être utilisées pour la désinfection finale. L'usage d'eau de qualité microbiologique irréprochable et de détergents éliminera le reste des débris organiques et minéraux sur les murs, les sols des salles que sur toutes les surfaces des caisses et plateaux qui apparaissent nettes, propres et renouvelées suite à un rinçage sous une moyenne ou haute pression.

Des techniques plus récentes utilisant l'eau oxydante hydrolysée ont montré une nette efficacité contre les germes pathogènes comme *S. typhimurium* -*Staphylococcus aureus* - *Listeria monocytogenes* et *E. coli* (Russell, 2003).

1.6.3.4 Désinfection finale

Elle fait appel à plusieurs gammes de produits : les ammoniums quaternaires, les phénols et dérivés phénoliques, les halogènes, les peroxydes et les aldéhydes formiques (tableau 4).

TABLEAU 4: Propriétés, utilisations et toxicité des désinfectants au couvoir (OIE, 2008)

Propriétés	Chlore	Iode	Phénols	Ammonium quaternaire	Formol
Bactéricide	+	+	+	+	+
Bactériostatique	-	-	+	+	+
Fongicide	-	+	+	+/-	+
Virucide	+/-	+	+	+/-	+
Action sur les matières organiques	++++	++	+	+++	+
Utilisations					
Equipements du couvoir	+	+	+	+	+/-
Œufs	+	-	-	+	+
Salles	+/-	+	+/-	+	+
Planchers	-	-	+	+	+
Pédiluves	-	-	+	+	-
Désinfection de l'eau	+	+	-	+	-
Personnel	+	+	-	+	-
Toxicité	+	-	+	-	+

Cette ultime étape a pour objet de réduire au maximum toute la flore microbienne et ainsi la diminution de la charge microbienne de la coquille des OAC lors des différents traitements. La charge microbienne est à l'origine de mortalité embryonnaire et d'éclosabilité réduite, à la faveur d'un passage trans-coquillière des germes (Fasenko *et al.*, 2009) avec et surtout une croissance insuffisante lors de l'élevage par contamination des poussins lors de l'éclosion en contact avec du matériel contaminé.

1.6.4 CRITERES DE L'EFFICACITE DE LA DESINFECTION

Pour pouvoir optimiser l'état d'hygiène et de désinfection, il faut respecter un ensemble de règles (ITAVI, 2003 ; OIE, 2008)

- § La désinfection doit être exécutée aussi rapidement que possible
- § La décontamination doit être la plus profonde possible
- § Respecter les concentrations de(s) désinfectants(s) utilisé(s)

Le temps de contact doit être suffisamment long pour ramener la charge microbienne à son plus bas niveau.

L'utilisation d'eau chaude est d'un intérêt certain tout en respectant les modes d'utilisation préconisés par les fabricants des produits désinfectants.



MATERIELS ET METHODES

2.1 Matériel

2.1.1 CONDITIONS DE L'ETUDE

Pour des fins d'analyse, les prélèvements ont commencé, avec la première série le 13 janvier 2009, avec le couvoir A pour se terminer avec le dernier de la seconde série au niveau du couvoir C le 07 Juin 2009.

2.1.2 MATERIEL BIOLOGIQUE

2.1.2.1 Œufs à couvrir

Le couvoir A : l'alimentation en OAC se fait à partir de son propre élevage de reproductrices. Cet élevage est agréé par les services vétérinaires officiels de la wilaya de Tlemcen. Il s'agit de la souche ISA 15, âgée de 37 semaines en date du 13/01/2009 et de 47 semaines à la date de la seconde série entamée le 17/3/2009. Les OAC sont arrivés tous les matins (à 9h) à partir des bâtiments d'élevage dans des alvéoles pour être triés à la salle de réception puis placés dans les plateaux et dirigés vers la salle de préchauffage (figure 8). La « mise en machine des œufs » se fait le soir pour démarrer l'incubation le jour suivant sans aucune désinfection préalable.



Figure 8 : OAC du couvoir B (à gauche) et du couvoir A (à droite)

Le couvoir B : Les OAC proviennent d'un élevage de reproducteur agréé par les services vétérinaires officiels de la wilaya d'origine. La souche ISA 15 est âgée de 27 semaines à la date de la première série des prélèvements le 02/02/2009 et de 41 semaines lors de la seconde série effectuée le 7/5/2009. Les OAC arrivent tous le mardi après midi vers 15h de la wilaya de Mascara, lieu des bâtiments de production des œufs appartenant à la même entreprise pour être triés et préparés à l'incubation qui s'effectuent en général tous les mercredi matin sans désinfection des OAC.

Le couvoir C : ses œufs sont produits par des reproducteurs dont l'accoureur est le propriétaire. Il s'agit toujours de la souche ISA 15, âgée de 37 semaines en date du 17/03/2009 et de 45 semaines au début de la deuxième série, le 12/05/2009. Les OAC proviennent du bâtiment de production tous les jours à 16h pour être stockés dans la salle de réception jusqu'au jour de l'incubation qui s'effectue en général les samedi matin. Seuls les OAC du couvoir B sont identifiés (comme le prévoit les recommandations de l'Itavi, l'O.I.E et la législation vétérinaire algérienne ce qui facilite la traçabilité et la gestion des lots au niveau du couvoir (Figure 8).

2.1.2.2 Poussins

Après la mise en boîte de commercialisation, tous les poussins éclos sont comptés pour établir un taux d'éclosion et un échantillon de 30 sujets est prélevé pour des analyses bactériologiques après les avoir pesés pour établir un poids moyen (figure 9 et 10). Les œufs non éclos sont comptés. Nous avons procédé à une séparation des œufs clairs pour calculer le taux des mortalités embryonnaires.



Figure 9 : Poussin d'un jour à l'éclosion couvoir B



Figure 10 : Balance du LVRT

2.1.3 MATERIEL NON BIOLOGIQUE

L'utilisation de chiffonnettes et d'écouvillons pour les prélèvements de surface des différents secteurs du couvoir et des écouvillons pour les prélèvements de surface des coquilles d'œuf. Une solution isotonique de Na Cl-Peptone à 0,1‰ à été utilisée pour imbiber les écouvillons et permettre une récupération maximale de bactéries (Humbert *et al.*, 1998) (figure 11). Les OAC et les œufs embryonnés sont prélevés dans des sacs alimentaires stériles de prélèvement (figure 12).



Figure 11 : Chiffonnettes et écouvillons



Figure 12: Prélèvement d'OAC

2.1.4 COUVOIRS ETUDIÉS

L'étude a concerné trois couvoirs chair, dont deux dans la wilaya de Tlemcen et dont le statut est privé, et un troisième dans la wilaya de Sidi bel Abbés dont la gestion est étatique (figure 13 et 14). A titre indicatif, dans la wilaya de Tlemcen, sept couvoirs étaient fonctionnels à la date de l'étude sur un total de quinze agréés par les services vétérinaires officiels de la DSA de la wilaya de Tlemcen, alors qu'au niveau de la wilaya de Sidi bel Abbés, seuls deux couvoirs sur un total de cinq établissements d'accouaison agréés par l'inspection vétérinaire de la DSA de Sidi bel Abbés fonctionnaient au début des prélèvements.

La fiche technique des 03 couvoirs est rapportée dans le tableau 05



Figure 13 : machines d'incubation du couvoir B (1) et couvoir A (2)



Figure 14 : opération de transfert (couvoir A)

Tableau 5 : fiche technique des couvoirs étudiés

	Couvoir A	Couvoir B	Couvoir C
Capacité instantanée	54000	201600	64000
Nombre d'incubateur	2	12	1
Incubateurs fonctionnels	2	6	1
Nombre d'éclosoirs	1	2	2
Rythme de mise en incubation	2/semaine Dimanche et mardi	1/semaine dimanche	1/semaine samedi
Pratique du mirage	Non	non	non
Maitrise des paramètres de température et d'humidité relative	Oui Automatique « 37,8-37,5°C et 84-85% à 90-92% HR »	Oui Automatique « 37,8-37,5°C et 84-85% à 90-92% HR »	Oui Automatique « 37,8-37,5°C et 84-85% à 90-92% HR »
Séparation des deux secteurs (souille-propre)	Non	Non	Non
Désinfection des œufs	Non	Non	Non
Hygiène vestimentaire	Non	Non	Non
Produits utilisés pour la désinfection des salles et machines	Ammonium quaternaire « Chlorures d'alkyl diméthyle benzyle ammonium » (QUATERSAL^R)	combinaison d'ammonium quaternaires (45g/l) et de 2 aldéhyde glutarique et formique (150g/l) (DESOGERME AGRICHOC^R)	produit à base d'iode (BIOCID^R)

2.2 Méthodes

2.2.1 PROTOCOLES DE DESINFECTION et METHODES DE PRELEVEMENTS

Pour chaque grande série et pour chaque couvoir objet de notre étude, nous avons opté pour 04 sous séries de prélèvement:

2.2.1.1 Série A

Tous les prélèvements sont réalisés la première fois au hasard, sans aucune mesure particulière. Nous avons insisté auprès des accoueurs pour qu'ils agissent de façon routinière, comme si nous faisons partie du personnel avec le même protocole utilisé habituellement.

A/Protocole de désinfection

Couvoir A

La désinfection est réalisée après un léger nettoyage à sec (balayage à sec : erreur) à l'aide d'un ammonium quaternaire (produit cité dans le tableau 5) à la dose de 1 ml/litre d'eau (une eau issue de la bêche à eau utilisée pour le circuit des machines).

Le procédé utilisé est une aspersion sur toutes les surfaces des salles, des machines et du matériel à l'aide d'un pulvérisateur manuel.

Le rinçage est effectué avec la même eau par un tuyau de 15-20 mn de diamètre.

Aucun rangement du matériel n'est effectué au préalable. Les tenues vestimentaires et la marche en avant ne sont pas respectées.

Couvoir B

Après un nettoyage superficiel, la désinfection est effectuée par nébulisation (utilisation d'un pulvérisateur manuel) d'un produit cité dans le tableau 5 et qui est la combinaison d'un ammonium quaternaire et d'un aldéhyde glutarique et formique à la dose de 1.5 ml/m³ sur l'ensemble des surfaces.

Après une durée de contact de 1-2 heures (le fabricant préconise 3 heures), l'ensemble est rincé avec une eau provenant d'un abattoir avicole de voisinage et appartenant à la même entreprise (risque de contamination).

Le rangement du matériel est certes effectué mais d'une manière non ordonnée et l'utilisation des tenues vestimentaires distinguant les deux secteurs (propre et souillé) ainsi que la marche en avant ne sont pas des habitudes du personnel.

Couvoir C

Au préalable un rangement insuffisant du matériel ayant servi à l'incubation et à l'éclosion. L'entrecroisement du matériel et du personnel entre les deux secteurs (secteur propre- secteur souillé) est très habituel faisant fi à un des principes fondamentaux de la gestion du couvoir, qui est la marche en avant.

Le nettoyage se fait à l'aide d'une eau de source au sceau et au tuyau.

La désinfection est pratiquée, à l'issue du nettoyage à l'eau, au moyen d'un pulvérisateur manuel en utilisant un produit iodé indiqué dans le tableau 5 à la dose 1.5 l/litre d'eau.

Le rinçage est la dernière étape du protocole.

B/Prélèvements effectués

- Les premiers prélèvements ont été effectués avant la mise en place des OAC dans les machines (**J0**) et intéressent le degré de l'efficacité de la désinfection opérée habituellement par l'accoureur. Un échantillon d'OAC (n=60) est pris au hasard à la réception pour analyser leur contenu.
- A **J8** de l'incubation, un second prélèvement concernant la surface des coquilles et le contenu des œufs embryonnés fut effectué pour lire l'évolution de la contamination.
- Un troisième prélèvement (la surface des coquilles + contenu des œufs) est effectué à la date du transfert à **J19** après manipulation des œufs par le personnel afin de lire l'évolution de la contamination.
- Un dernier prélèvement est réalisé à la sortie du poussin à l'éclosion effectué à partir du duvet des poussins éclos à **J21** avec un échantillon de poussins (n=30) pour analyser certains organes (TD -foie- cœur-poumons).

Nous avons ainsi pu suivre le développement embryonnaire jusqu'à l'éclosion (figure 21).

2.2.1.2 Série B

Après l'obtention des résultats de la première série, on a sollicité les différents accoueurs à renforcer les mesures de désinfection et d'hygiène avec des recommandations précises.

A/Protocole de désinfection recommandé

S'agissant d'une étude d'évaluation de la désinfection pratiquée par les couvoirs et non pas une étude comparative entre les produits désinfectants utilisés, nous avons préconisé :

- Aux 3 couvoirs (A, B et C) d'utiliser les mêmes types de désinfectant en respectant scrupuleusement les dosages préconisés par les fabricants.

- Pour le couvoir C (présence de salmonelles), de réaliser une seconde désinfection selon le protocole de désinfection des œufs et du matériel préconisé par OIE dans le code sanitaire pour les animaux terrestres (2008) à l'aide d'une association de 53 ml de formol (solution à 37.5%) et de 35 g de KMnO_4 / m^3 .
- En se basant sur les directives de la direction des services vétérinaires (Note 747/14 du 8 novembre 2004, nous avons insisté auprès des accoueurs pour effectuer le protocole suivant :
 - Enlèvement de la totalité des déchets aussi rapidement que possible et après chaque opération dans le couvoir.
 - Rangement de la totalité du matériel avant son nettoyage et sa désinfection.
 - Balayage humide pour éviter la dispersion du duvet.
 - Lavage à l'eau avec utilisation de détergeant pour améliorer la qualité du lavage et préparer convenablement les surfaces à une désinfection efficace.
 - Désinfection des bâches à eau à l'aide de l'eau de javel commerciale.
 - Réaliser une désinfection par pulvérisation des mêmes produits sur des surfaces propres et selon les dosages recommandés pour les différents produits :
 1. couvoir A : 15 ml/litre d'eau
 2. couvoir B : 1.5 ml/ m^3 pendant 3 heures de contact
 3. couvoir C : 1.7 ml/litre d'eau
 - Réaliser une seconde désinfection pour le couvoir C (formol + KMnO_4)
 - Rincer et laisser sécher.

NB : Malgré notre insistance, nous n'avons enregistré aucun changement des habitudes du personnel pour la marche en avant et le respect des secteurs ainsi que pour les tenues vestimentaires.

NB/Les paramètres de température et d'hygrométrie sont restés inchangés le long de l'étude.

B/Prélèvements effectués

Les mêmes prélèvements sont réalisés comme dans la série A à J0 –J 8 - J19 et J21.

C/Techniques de prélèvement

- **Méthode non destructive**

Le nombre 60 de prélèvements par échantillon a été choisi pour constituer un échantillon statistiquement représentatif et nécessaire pour détecter avec une probabilité de 95% un prélèvement positif si l'infection est présente dans la population à un taux de 5% ceci conformément aux recommandations de l'O.I.E (2008) et conformément à la directive européenne 2160/2003 du 17 novembre 2003 relative au contrôle des salmonelles et d'autres agents zoonotiques spécifiques présents dans la chaîne alimentaire.

Des frottements énergiques sont effectués horizontalement et verticalement (10-12 passages) (figure 15 et 16) et les écouvillons sont constitués en pools (5 unités par pool). Les œufs (à couvrir ou embryonnés) sont mis en sac stérile et identifiés. Le tout est acheminé sous froid (température de réfrigération) dans une glacière en 1 à 3 heures après le prélèvement (en fonction de la distance) au LVRT, laboratoire de l'INMV.



Figure 15 : Prélèvements de surface des machines et murs



Figure16 : écouvillonnage des œufs (Couvoir A) et prélèvement d'eau (couvoir B)

- **Méthode destructive**

Pour l'analyse du contenu des œufs à couver et des œufs embryonnés, nous avons procédé aseptiquement à une ouverture par le grand bout de l'œuf et à l'aide d'une pipette nous avons récolté le contenu.

Analyse des organes: après sacrifice des poussins dans la salle d'autopsie du LVRT, les organes (foie, intestin, estomac, cœur et poumons) ont été prélevés (figure 17) et mis en pool de 5 dans des boîtes de Pétri stériles pour être analysés au niveau du service de microbiologie.



Figure 17 : Prélèvements de poussin (1) et d'organes après autopsie (2)

Prélèvements d'eau

- Pour être analysée, l'eau utilisée dans le couvoir a été prélevée en début et en fin de circuit dans des flacons stériles de 100 ml (figure 16) pour juger de sa qualité en

prenant une série de mesures hygiéniques (se laver et se désinfecter rigoureusement les mains sont de règle) :

- Le robinet a été aseptisé à la flamme d'un briquet ordinaire puis on a laissé couler l'eau une à deux minutes.
- Remplir à ras bord et en prenant soin de ne pas toucher le flacon stérile de 100 ml avec l'extrémité du robinet.
- Refermer soigneusement le flacon d'échantillon d'eau à analyser.
- Acheminer au laboratoire d'analyse sous une température de réfrigération dans les quelques heures qui suivent le moment du prélèvement (au maximum en 3 heures).

2.2.2 METHODES BACTERIOLOGIQUES

2.2.2.1 Traitement des chiffonnettes et des écouvillons

Les pools des chiffonnettes et écouvillons sont séparés et divisés en deux pour réaliser un enrichissement.



Figure 18 : Enrichissement et mise en culture à 37°C

Nous avons opté pour deux milieux de culture:

Un milieu non sélectif : le bouillon **T.S.B** qui permet la croissance de la flore totale, c'est à dire la plus grande majorité des germes aérobies ou anaérobies (dont les exigeants) sans avoir recours à des substances nutritives complémentaires.

Un milieu sélectif (**Rapaport de Vassiliadis**) pour les *Salmonelles*, selon la norme ISO 6579 (2002) recommandées par les laboratoires de référence.

L'incubation dans une étuve microbologique pendant 24 heures réglée à 37°C (figure 18).

2.2.2.2 Traitement des œufs

Les OAC sont pesés à l'aide d'une balance de précision (figure 10) puis groupés en lot de 12 pools de 5 œufs par pool. Après mise en suspension dans un milieu TSE le contenu est analysé (flore totale et *Salmonelles*).

2.2.2.3 Traitement des poussins

Avec la même balance, le poids des poussins est pris à l'âge de J1 au niveau du LVRT. Les animaux sont sacrifiés dans la salle d'autopsie pour extraire le TD, le foie, l'estomac, le cœur et les poumons. Ces organes sont groupés en lot de 5 par pool afin d'analyser d'éventuelle contamination.

2.2.2.4 Identification bactérienne

Au bout de 24 heures d'incubation des écouvillons et des chiffonnettes, à l'aide d'une anse en platine iridium, on a réalisé des ensemencements sur gélose nutritive (**GN**) pour pouvoir réaliser ensuite la catalase et sur gélose **Hektoen** pour les Entérobactéries et les *Pseudomonas* (figure 19). On a réalisé un étuvage de 24 heures puis un repiquage pour les colonies non pures suivi d'un étuvage de 24 heures pour obtenir une culture pure et pouvoir réaliser une identification à partir des différents caractères biochimiques.

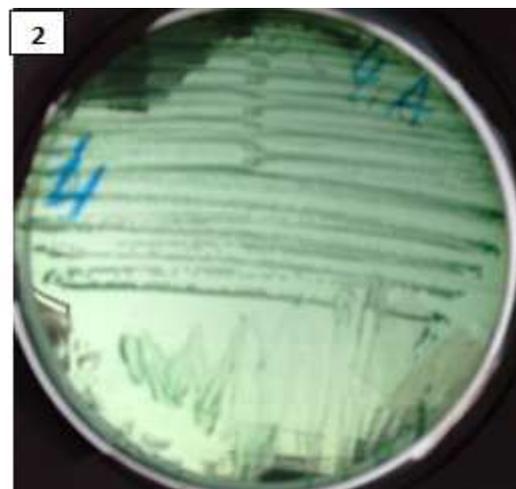
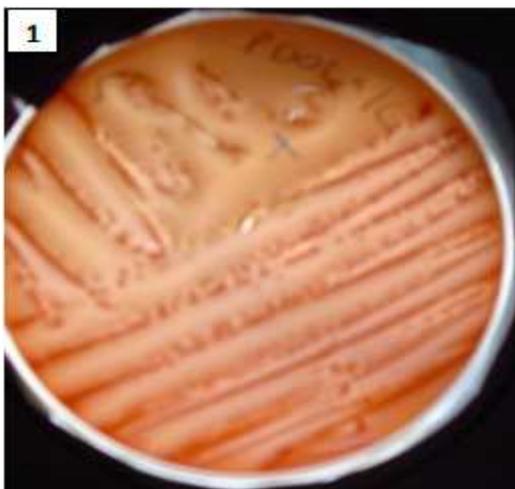


Figure 19 : boite de petri GN (1) et HECTOEN (2)

Après étalement sur lame, séchage naturel et fixation par passage sur la flamme du bec Bunsen, on réalise une coloration de Gram qui consiste à appliquer du violet de gentiane pendant une minute puis du lugol pendant 20 secondes (mordançage) avant de rincer à l'eau, réaliser une décoloration à l'alcool pendant 1 minute, recolorer avec de la fuchsine durant 1 minute puis laver et sécher la préparation.

L'identification des bactéries **Gram⁺** ou **Gram⁻** se fait par observation au microscope optique, à l'immersion (grossissement final X 1000).

A partir des Gram⁺ : on différencie les *Micrococcaceae* (**catalase⁺**) qui comprennent les aéroaérobies facultatifs **coagulase⁺** (staphylocoques pathogènes), et les streptocoques (**catalase⁻**) qui renferment les streptocoques D.

A partir des Gram⁻ : le test de l'oxydase permet de distinguer les entérobactéries (**oxydase⁻**).

Identification des entérobactéries à l'aide d'une galerie biochimique:

Cette galerie (figure 20) comporte les tests suivants :

Gélose T.S.I (gélose glucose-lactose-saccharose-H₂S): utilisation des sucres et production de gaz.

Milieu mannitol-mobilité-nitrate : utilisé pour la différenciation rapide des entérobactéries, en recherchant la mobilité, l'utilisation du mannitol et la réduction des nitrates.

Milieu au citrate de sodium (milieu de **Simmons**) : milieu solide utilisé pour l'identification des bacilles GRAM négatif.

Milieu urée-indole : Eau physiologique+ disque **O.N.P.G**

Milieus O.D.C-A.D.H et L.D.H



Figure 20 : Galerie des entérobactéries+salmonelles

2.2.3 PARAMETRES ET ANALYSES

Pour une meilleure analyse de la situation dans les couvoirs où nous avons pu mener notre étude et à coté de l'état d'hygiène, il nous a paru judicieux de clarifier certains paramètres zootechniques et essayer d'établir une corrélation avec les normes de la souche étudiée.

2.2.3.1 Paramètres d'hygiène :

La recherche a été orientée surtout vers les germes pathogènes (*salmonelles*, *E. coli*, et autres *Enterobacteriaceae*) (Stock et al, 2004 ; Russell, 2003 ; Coufal, 2003 et ITAVI, 2003).

- Recherche des *salmonelles*
- Recherche des *E. coli*
- Recherche de *staphylocoques* pathogènes
- Recherche des *streptocoques D*
- Recherche d'autres germes

2.2.3.2 Paramètres zootechniques

Ce sont essentiellement :

- Le poids des OAC
- L'âge de L'OAC
- Le taux d'éclosion
- Le taux de mortalité embryonnaire

- Le taux des œufs clairs
- Le poids des poussins à la naissance

2.2.3.3 Analyse statistique

Le logiciel statBox version 7.1 (annexe 1) a été utilisé pour comparer les différences entre les proportions obtenues dans cette étude.



RESULTATS ET DISCUSSION

3.1 ANALYSES MICROBIOLOGIQUES

Nous avons effectué des analyses microbiologiques à partir des trois couvoirs, selon des séries comprenant les différents prélèvements effectués en fonction du temps. Les résultats obtenus sont présentés par série.

3.1.1 SERIE A

3.1.1.1 Sous série 1 : J0

Résultats d'analyse des prélèvements de surface, des prélèvements d'eau et des contenus des OAC (tableaux 6,7 et 8).

Tableau 6 : Analyse des prélèvements de surface

SITE DES PRELEVEMENTS	CHIFFONNETTE	Couvoir A	Couvoir B	Couvoir C	ECOUILLONS	Couvoir A	Couvoir B	Couvoir C
SALLE DE RECEPTION DES O.A.C	C1-C2	<i>Klebsiella Staph C -</i>	<i>Citrobacter</i>	<i>Klebsiella Strep D</i>	Pool 1	<i>Proteus</i>	<i>E. coli</i>	<i>Strep D S.enteritidis</i>
SALLE DE PRECHAUFFAGE	C3-C4	<i>Enterobacter</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	Pool 2	<i>Pseudomonas</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>
SALLE D'INCUBATION	C5-C6	<i>E. coli</i>	<i>Citrobacter</i>	<i>E. coli</i>	Pool 3	<i>E. coli</i>	<i>E. coli Strep D</i>	<i>E. coli</i>
PLATEAUX	/	/	/	/	Pool 4	<i>E. coli</i>	<i>E. coli Staph c+</i>	<i>Klebsiella</i>
INCUBATEURS	C7-C8	<i>E. coli</i>	<i>Pseudomonas Microcoque</i>	<i>E. coli</i>	Pool 5	<i>E. coli</i>	<i>E. Coli-Pseudomonas</i>	<i>S.enteritidis</i>
SALLE D'ECLOSION	C9-C10	<i>Enterobacter</i>	<i>E. coli</i>	<i>Strep D</i>	Pool 6	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>
ECLOSOIR	C11-C12	<i>Enterobacter</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	Pool 7	<i>E. coli</i>	<i>Pseudomonas</i>	<i>S.enteritidis</i>
CAISSES DE TRANSFERT	/	/	/	/	Pool 8	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli Strep D</i>

Tableau 7 : Analyse de l'eau

	Couvoir A	Couvoir B	Couvoir C
Germes totaux à 37°C /24 Heures	> 2700 UFC	980	520
Coliformes totaux	> 161 UFC	3	4
Salmonelles	absence	absence	absence
Streptocoques fécaux	Non effectué	absence	absence

Tableau 8 : Analyse du contenu des O.A.C

Pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	P11	P12
Couvoir A	Culture négative(-)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Couvoir B	Culture négative(-)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Couvoir C	Culture négative(-)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

3.1.1.2 Sous série 2 : J8

Résultats d'analyse de la surface des coquilles et du contenu des œufs embryonnés (tableaux 9 et 10)

Tableau 9 : Analyse de coquille des œufs embryonnés

pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	P11	P12
Couvoir A	<i>E. coli</i>	<i>Citrobacter</i>	<i>Enterobacter</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>Pseudomonas</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>Enterobacter</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>
Couvoir B	<i>Enterobacter</i>	<i>Strep D-E. coli</i>	<i>Staph c+</i>	<i>Microcoque</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>Microcoque</i>	<i>E. coli</i>	Culture -	<i>Strep D</i>	-	<i>E. coli</i>
Couvoir C	<i>Staph c-</i>	<i>Staph c-</i>	<i>Strep D</i>	<i>E. coli</i>	<i>S. enteritidis</i>	Culture -	<i>Strep D</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>Klebsiella</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>

Tableau 10 : Analyse du contenu des œufs embryonnés

	Pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6
Contenu des œufs embryonnés	Couvoir A	<i>Strep D</i>	Culture négative(-)	-	-	-	<i>Strep D</i>
	Couvoir B	Culture négative(-)	-	-	-	-	-
	Couvoir C	Culture négative(-)	-	-	-	-	-

3.1.1.3 Sous série 3 : J19

Résultats d'analyse de la surface des coquilles et du contenu des œufs embryonnés (tableaux 11 et 12)

Tableau 11 : Analyse de coquille des œufs embryonnés

pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	P11	P12
Couvoir A	<i>E. coli</i>	<i>Strep D</i>	<i>Staph C – Strep D</i>	<i>Citrobacter</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>Klebsiella</i>	<i>E. coli</i>	<i>Citrobacter</i>	<i>Microcoque Citrobacter</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>
Couvoir B	<i>E. coli</i>	<i>E. coli- Strep D</i>	<i>E. coli Strep D</i>	<i>E. coli</i>	culture négative (-)	–	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>Staph c+</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>Microcoque</i>
Couvoir C	<i>Strep D</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>Strep D</i>	<i>Staph c+ E. coli</i>	<i>S.enteritidis</i>	<i>E. coli</i>	culture négative (-)	<i>E. coli</i>	–	<i>E. coli</i>	–

Tableau 12 : Analyse du contenu des œufs embryonnés

Contenu des œufs embryonnés	Pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6
	Couvoir A	<i>Strep D</i>	Culture négative(-)	–	–	<i>Proteus- Strep D</i>	–
	Couvoir B	<i>E. coli</i>	Culture négative(-)	–	<i>E. coli</i>	–	–
	Couvoir C	<i>E. coli</i>	culture négative(-)	–	–	<i>E. coli</i>	–

3.1.1.4 Sous série 4 : J21

Résultats d'analyse du duvet et des organes de poussins (tableaux 13 et 14)

Tableau 13 : Analyse du duvet

pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	P11	P12
Couvoir A	<i>E. coli</i>	<i>Klebsiella</i>	<i>Enterobacter</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	Culture négative	<i>Klebsiella</i>	<i>E. COLI</i>	<i>E. COLI</i>
Couvoir B	<i>Strep D</i>	<i>Strep D</i>	<i>E. coli Klebsiella</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli Citrobacter</i>	Culture –	–	–	–	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>
Couvoir C	<i>Klebsiella E. coli</i>	<i>Klebsiella E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>S.enteritidis</i>	<i>S.enteritidis</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli Strep D</i>	<i>E. coli</i>	–	<i>E. coli</i>

Tableau 14 : Analyse des organes de poussin

organes des poussins	Pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6
	Couvoir A	<i>Enterobacter</i> (foie)	Culture négative(-)	-	-	<i>Enterobacter</i> (foie)	-
	Couvoir B	culture négative(-)	-	-	<i>E. coli</i> (foie)	-	-
	Couvoir C	<i>E. coli</i> (foie)	culture négative(-)	-	-	<i>E. coli</i> (foie)	-

Tableau 15 : Paramètres zootechniques

Paramètres	Couvoir	Couvoir	Couvoir
	A	B	C
Nombre d'œufs incubés	13500	16800	16000
Age de la poulette (semaine)	37	27	37
Age des O.A.C (jours)	1-4	2	1-7
Poids moyen (gramme)	57.66	47.33	57.60
Eclosion	10850	11900	13580
Taux d'éclosion (%)	80.73	71.09	85.19
Poids du poussin (gramme)	33.15	30.75	34.65
%des œufs clairs /œufs non éclos	46.88	47	38.9
%des œufs clairs /œufs incubés	9,032	13,59	5,759
% des mortalités embryonnaires /œufs non éclos	53.12	53	61.1
% des mortalités embryonnaires /œufs incubés	10,238	15,32	9,046

3.1.2 SERIE B

3.1.2.1 Sous série 1 : J0

Résultats d'analyse des prélèvements de surface, des prélèvements d'eau et des contenus des OAC (tableaux 16,17 et 18).

Tableau 16 : Analyse des prélèvements de surface

SITE DES PRELEVEMENTS	CHIFFONNETTE	Couvoir A	Couvoir B	Couvoir C	ECOUVILLONS	Couvoir A	Couvoir B	Couvoir C
SALLE DE RECEPTION DES O.A.C	C1-C2	<i>Klebsiella</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	Pool 1	<i>Enterobacter</i>	<i>E. coli</i>	Culture négative
SALLE DE PRECHAUFFAGE	C3-C4	<i>Strep D</i>	<i>Enterobacter</i>	<i>Enterobacter</i>	Pool 2	Culture négative	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>
SALLE D'INCUBATION	C5-C6	<i>Staph C -</i>	Culture négative	Culture négative	Pool 3	<i>E. coli</i>	Culture négative	<i>E. coli</i> <i>Staph C -</i>
PLATEAUX	/	/	/	/	Pool 4	<i>E. coli</i>	<i>Staph C -</i>	Culture négative
INCUBATEURS	C7-C8	Culture négative	Culture négative	<i>E. coli</i>	Pool 5	Culture négative	Culture négative	Culture négative
SALLE D'ECLOSION	C9-C10	<i>E. coli</i>	Culture négative	Culture négative	Pool 6	<i>E. coli</i>	<i>Strep D</i>	<i>Strep D</i>
ECLOSOIR	C11-C12	Culture négative	<i>E. coli</i>	Culture négative	Pool 7	<i>E. coli + enterobacter</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>
CAISSES DE TRANSFERT	/	/	/	/	Pool 8	<i>E. coli</i>	Culture négative	Culture négative

Tableau 17 : Analyse de l'eau

	Couvoir A	Couvoir B	Couvoir C
Germes totaux à 37°C /24 Heures	1200 UFC	800	300
Coliformes totaux	1 UFC	3	2
Salmonelles	absence	absence	absence
Streptocoques fécaux	0	1	0

Tableau 18 : Analyse du contenu des O.A.C

Pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	P11	P12
Couvoir A	Culture négative(-)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Couvoir B	Culture négative(-)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Couvoir C	Culture négative(-)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

3.1.2.2 Sous série 2 : J8

Résultats d'analyse de la surface des coquilles et du contenu des œufs embryonnés (tableaux 19 et 20)

Tableau 19 : Analyse de coquille des œufs embryonnés

pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	P11	P12
Couvoir A	<i>E. coli</i>	Culture négative (-)	<i>Strep D</i>	-	<i>Strep D</i>	<i>E. coli</i>	-	-	-	-	<i>E. coli</i>	-
Couvoir B	<i>Strep D</i>	Culture négative (-)	-	<i>E. coli</i>	-	-	-	<i>E. coli</i>	-	-	-	-
Couvoir C	<i>Enterobacter strepD</i>	<i>E. coli</i>	<i>Klebsiella</i>	Culture négative (-)	-	<i>Citrobacter</i>	-	<i>E. coli</i>	<i>Citrobacter</i>	-	-	-

Tableau 20 : Analyse du contenu des œufs embryonnés

Contenu des œufs embryonnés	Pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6
	Couvoir A	Culture négative(-)	-	-	-	-	<i>E. coli</i>
	Couvoir B	Culture négative(-)	-	-	-	-	-
	Couvoir C	Culture négative(-)	-	-	-	-	-

3.1.2.3 Sous série 3 : J19

Résultats d'analyse de la surface des coquilles et du contenu des œufs embryonnés (tableaux 21 et 22)

Tableau 21 : Analyse de coquille des œufs embryonnés

pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	P11	P12
Couvoir A	<i>Enterobacter</i>	Culture négative (-)	-	<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	<i>Klebsiella</i>	-	-	<i>E. coli</i>	-	<i>E. coli</i>	-
Couvoir B	<i>E. coli</i>	Culture négative (-)	<i>Strept D</i>	-	-	-	<i>E. coli</i>	<i>Citrobacter</i>	-	-	<i>E. coli</i>	-
Couvoir C	<i>E. coli</i>	Culture négative (-)	<i>Klebsiella</i>	<i>Strept D</i>	<i>E. coli</i> <i>Proteus</i>	-	-	<i>E. coli</i>	-	-	<i>E. coli</i>	-

Tableau 22 : Analyse du contenu des œufs embryonnés

Contenu des œufs embryonnés	Pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6
	Couvoir A	Culture négative(-)	-	-	-	<i>E. coli</i>	-
	Couvoir B	Culture négative(-)	<i>E. coli</i>	-	-	-	-
	Couvoir C	<i>E. coli</i>	Culture négative(-)	-	-	-	-

3.1.2.4 Sous série 4 : J21

Résultats d'analyse du duvet et des organes de poussins (tableaux 23 et 24)

Tableau 23 : Analyse du duvet de poussin

pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	P11	P12
Couvoir A	<i>E. coli</i>	Culture négative(-)	<i>Klebsiella</i>	-	<i>E. coli</i>	-	<i>E. coli</i>	<i>Klebsiella</i>	-	-	<i>Enterobacter</i>	-
Couvoir B	<i>E. coli</i>	Culture négative(-)	<i>E. coli</i>	-	<i>Strep D</i>	-	-	<i>E. coli</i>	-	-	-	-
Couvoir C	<i>E. coli</i> <i>Strep D</i>	<i>E. coli</i> <i>Klebsiella</i>	Culture négative (-)	-	<i>E. coli</i>	<i>Proteus</i>	-	<i>Strep D</i>	<i>E. coli</i>	-	<i>E. coli</i>	-

Tableau 24 : Analyse d'organes de poussin

organes des poussins	Pools	P1	P2	P3	P4	P5	P6
Couvoir A		Culture négative(-)	<i>E. coli</i> (foie)	-	-	-	-
Couvoir B		<i>E. coli</i> (foie)	Culture négative(-)	-	-	-	-
Couvoir C		<i>E. coli</i> (foie)	Culture négative(-)	-	-	-	-

Tableau 25 : Paramètres zootechniques

paramètres	Couvoir A	Couvoir B	Couvoir C
Nombre d'œufs incubés	13500	15690	22320
Age de la poulette (semaine)	47	41	45
Age des O.A.C (jours)	1-4	2-4	1-7
Poids moyen (gramme)	61,33	59,72	64,45
Éclosion	10975	12830	18240
Taux d'éclosion (%)	81,66	82,08	81,94
Poids du poussin (gramme)	35,80	35,12	37,45
%des œufs clairs /œufs non éclos	52,13	61,68	72,01
%des œufs clairs /œufs incubés	9,561	11,05	13,04
% des mortalités embryonnaires /œufs non éclos	47,87	38,32	27,99
% des mortalités embryonnaires /œufs incubés	8,779	6,87	5,05

Tableau 26 : Identification des germes isolés dans le couvoir A

COUVOIR A, SERIE A											
	Salmonelle	E. coli	Staph C -	Staph C +	Klebsiella	Proteus	Pseudomonas	Streptocoque D	Enterobacter	Citrobacter	Microcoque
J0	0	38	2	0	2	5	5	0	6	0	0
J0'	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J8	0	40	0	0	0	0	5	0	15	0	0
J8'	0	0	0	0	0	0	0	10	0	0	0
J19	0	30	5	0	5	0	0	10	0	15	5
J19'	0	0	0	0	0	5	0	10	0	0	0
J21	0	40	0	0	10	0	0	0	5	0	0
J21'	0	0	0	0	0	0	0	0	10	0	0
COUVOIR A, SERIE B											
	Salmonelle	E. coli	Staph Coagulase -	Staph C +	Klebsiella	Proteus	Pseudomonas	Streptocoque D	Enterobacter	Citrobacter	Microcoque
J0	0	25	2	0	2	0	0	2	7	0	0
J0'	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J8	0	15	0	0	0	0	0	10	0	0	0
J8'	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J19	0	20	0	0	5	0	0	0	5	0	0
J19'	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J21	0	15	0	0	10	0	0	0	5	0	0
J21'	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0

J0 , J8 , J19 pour la coquille des œufs

J0' , J8' , J19' pour le contenu des œufs

J21 pour le duvet et J21' pour les organes de poussin

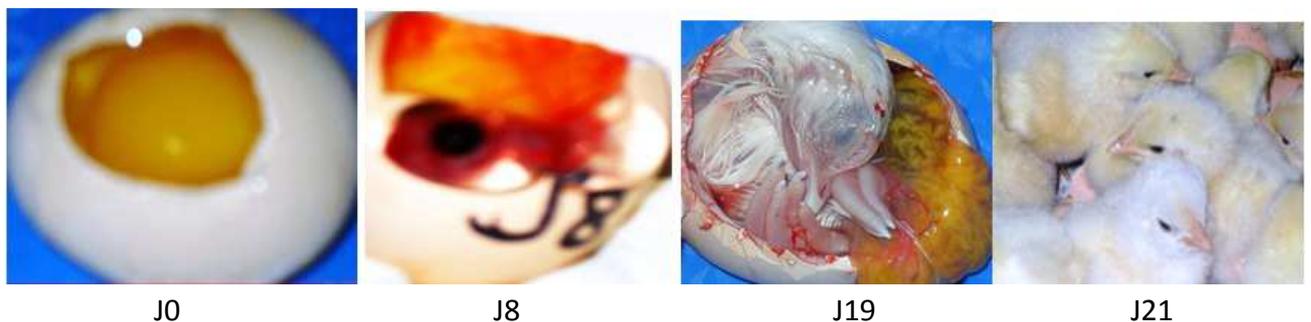
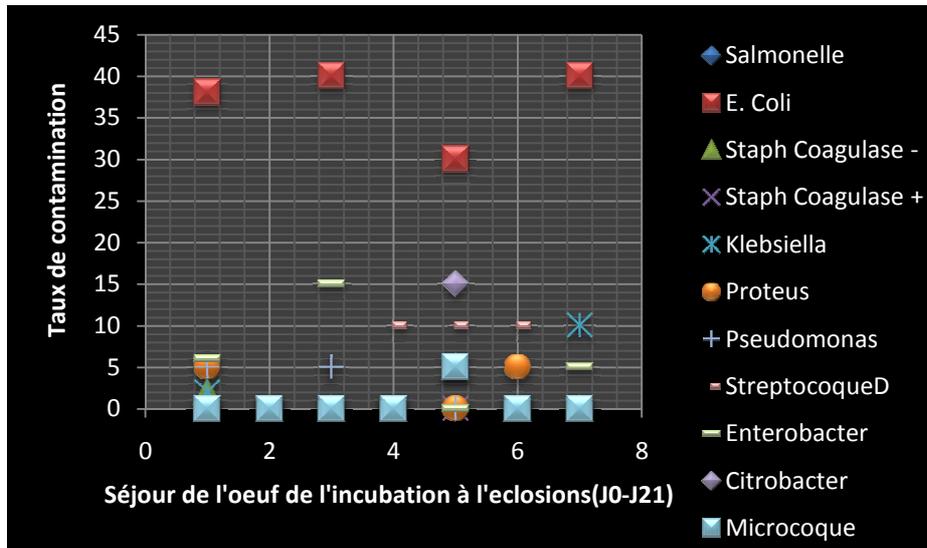
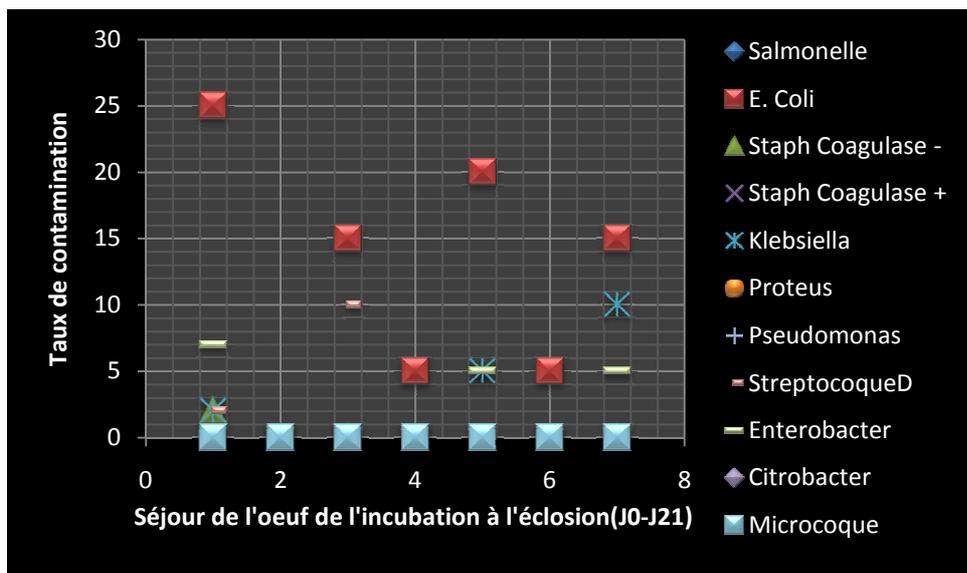


Figure 21 : Evolution du développement embryonnaire



A



B

Figure 22 : Niveau de contamination couvoir A

A : série A

B : série B

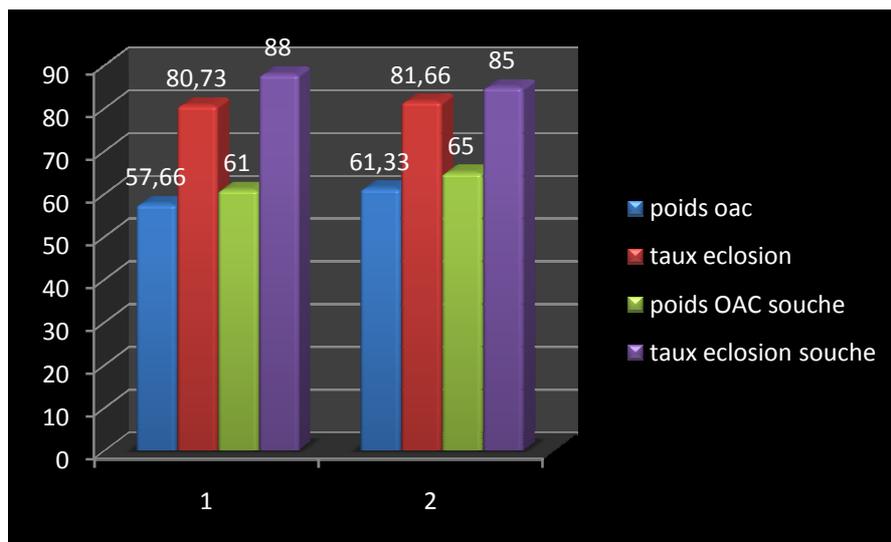
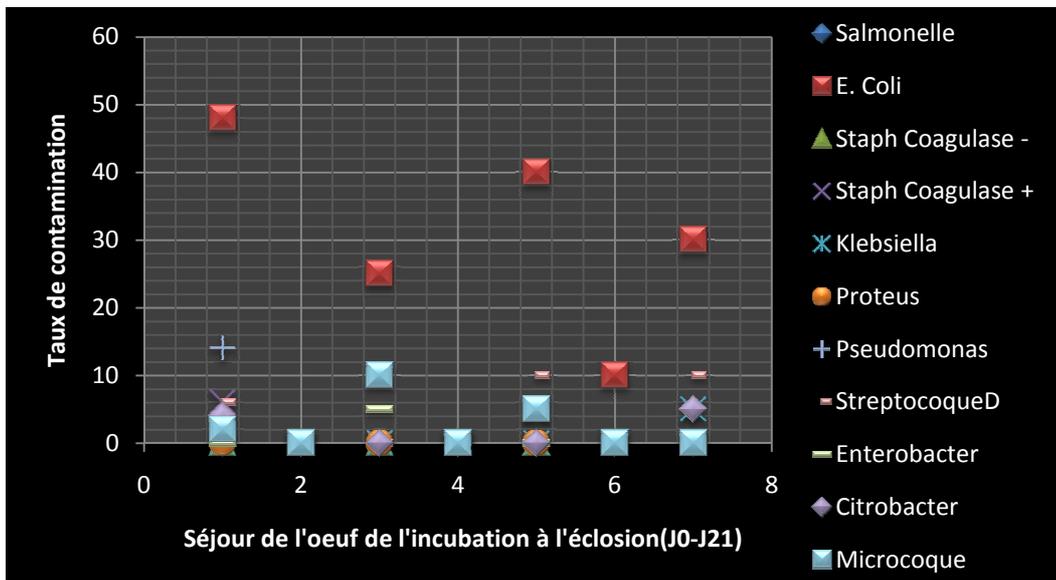


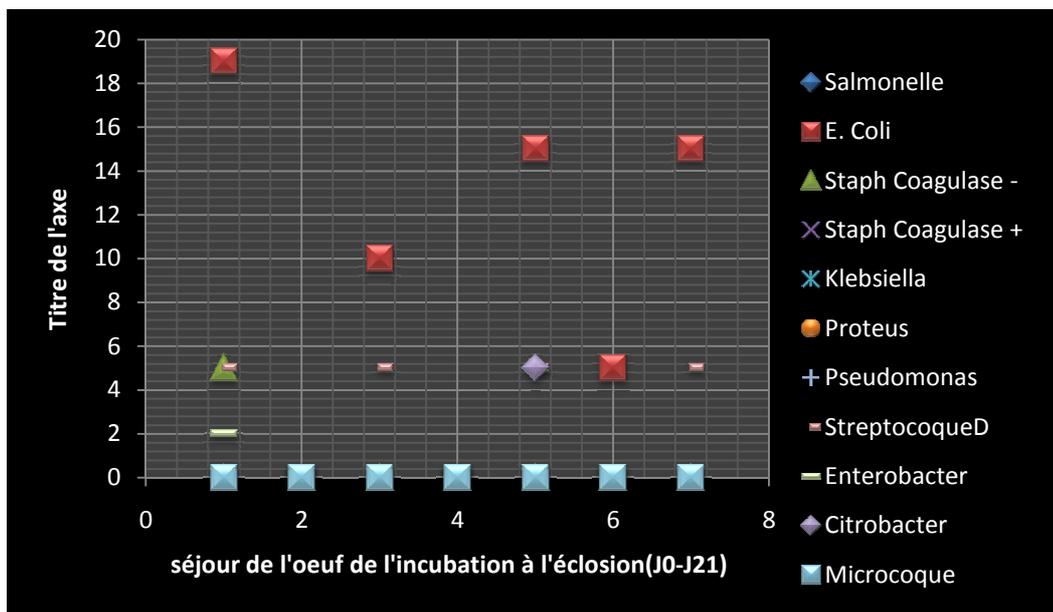
Figure 23 : Comparaison des taux d'éclosion dans les 2 séries
Par rapport aux normes de la souche commerciale (couvoir A)

Tableau 27 : Identification des germes isolés dans le couvoir B

COUVOIR B, SERIE A											
	Salmonelle	E. coli	Staph C -	Staph C +	Klebsiella	Proteus	Pseudomonas	Streptocoque D	Enterobacter	Citrobacter	Microcoq
J0	0	48	0	6	0	0	14	6	0	4	2
J0'	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J8	0	25	0	0	0	0	0	10	5	0	10
J8'	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J19	0	40	0	5	0	0	0	10	0	0	5
J19'	0	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J21	0	30	0	0	5	0	0	10	0	5	0
J21'	0	5	5	0	0	0	0	0	0	0	0
COUVOIR B, SERIE B											
	Salmonelle	E. coli	Staph Coagulase -	Staph C +	Klebsiella	Proteus	Pseudomonas	Streptocoque D	Enterobacter	Citrobacter	Microcoq
J0	0	19	0	5	0	0	0	5	2	0	0
J0'	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J8	0	10	0	0	0	0	0	5	0	0	0
J8'	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J19	0	15	0	0	0	0	0	5	0	5	0
J19'	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J21	0	15	0	0	0	0	0	5	0	0	0
J21'	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	



A



B

Figure 24 : Niveau de contamination couvoir B

A: série A

B : série B

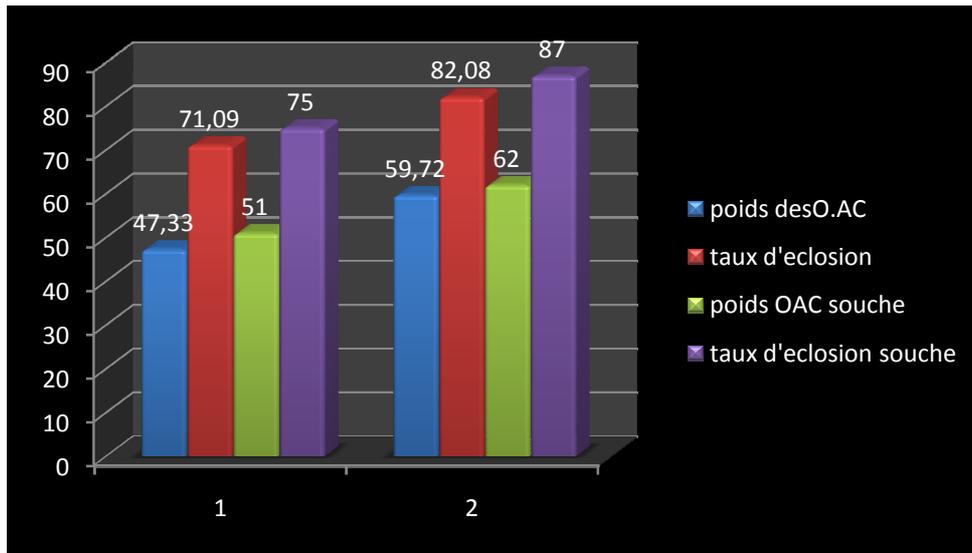
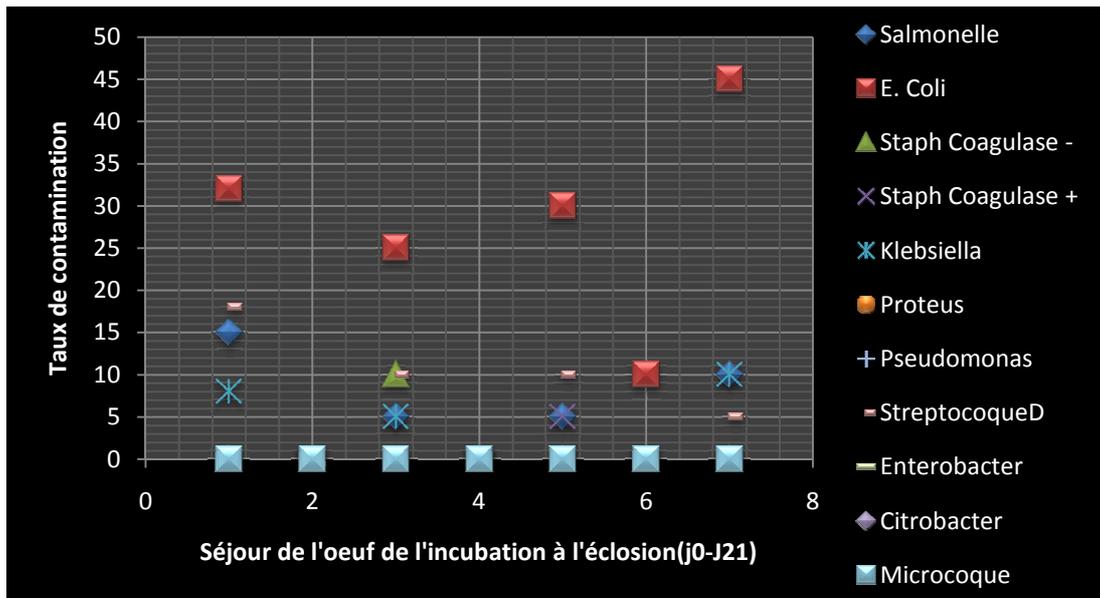


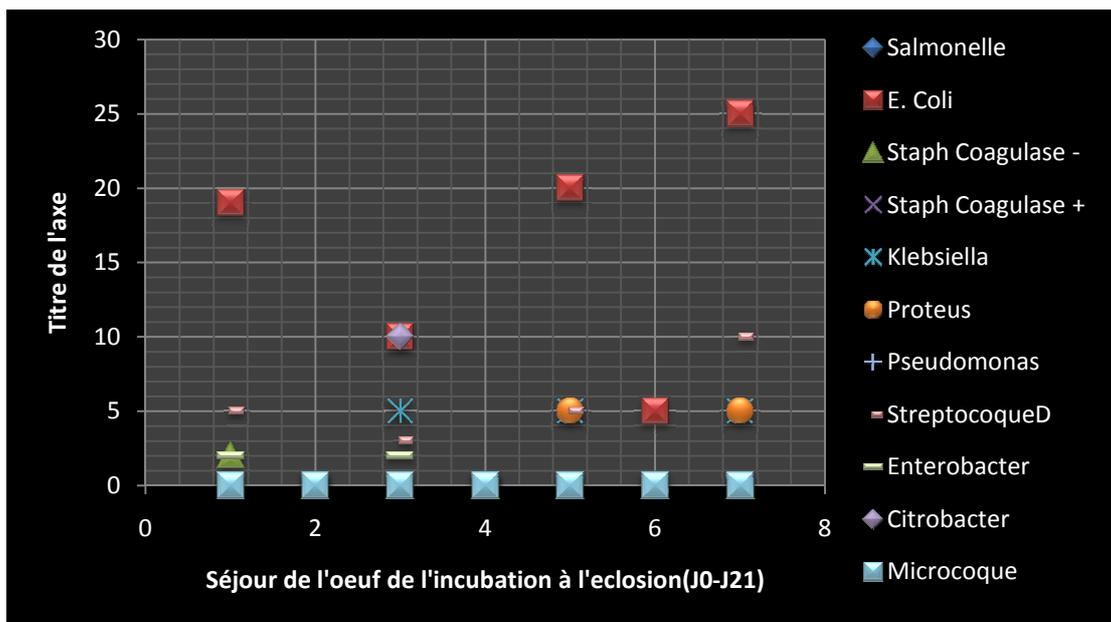
Figure 25 : comparaison des taux d'éclosion dans les 2 séries
Par rapport aux normes de la souche commerciale (couvoir B)

Tableau 28 : Identification des germes isolés dans le couvoir C

COUVOIR C SERIE A											
	Salmonelle	E. coli	Staph C -	Staph C +	Klebsiella	Proteus	Pseudomonas	Streptocoque D	Enterobacter	Citrobacter	Microcoqu
J0	15	32	0	0	8	0	0	18	0	0	0
J0'	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J8	5	25	10	0	5	0	0	10	0	0	0
J8'	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J19	5	30	0	5	0	0	0	10	0	0	0
J19'	0	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J21	10	45	0	0	10	0	0	5	0	0	0
J21'	0	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0
COUVOIR C SERIE B											
	Salmonelle	E. coli	Staph C -	Staph C +	Klebsiella	Proteus	Pseudomonas	Streptocoque D	Enterobacter	Citrobacter	Microcoqu
J0	0	19	2	0	0	0	0	5	2	0	0
J0'	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J8	0	10	0	0	5	0	0	3	2	10	0
J8'	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J19	0	20	0	0	5	5	0	5	0	0	0
J19'	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0
J21	0	25	0	0	5	5	0	10	0	0	0
J21'	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0



A



B

Figure 26 : Niveau de contamination couvoir C

A : série A

B : série B

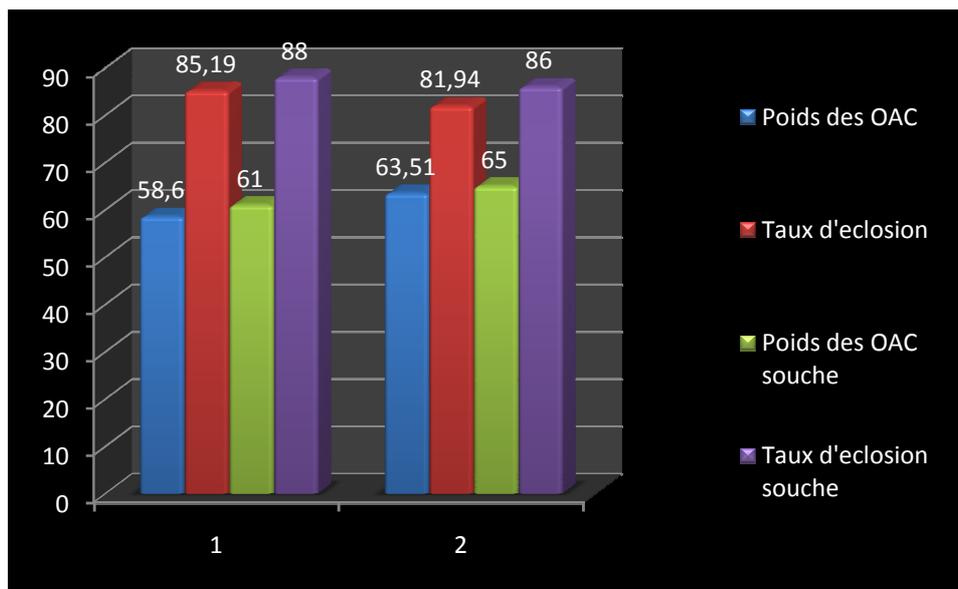


Figure 27 : Comparaison des taux d'éclosion dans les 2 séries
Par rapport aux normes de la souche commerciale (couvoir C)

Tableau 29 : Illustration des différents résultats dans les 3 couvoirs

	couvoir A		couvoir B		couvoir C	
	série A	série B	série A	série B	série A	série B
Age de la poulette(s)	37	47	27	41	37	45
Age des O.A.C (j)	1 à 4	1 à 4	1 à 2	1 à 5	1 à 7	1 à 7
Poids moyen OAC (gr)	57,66	61,33	47,33	59,72	58,6	63,51
Nombre O.A.C incubés	13500	13500	16800	15690	16000	22320
Nombre de poussins éclos *	10850	10975	11900	12830	13580	18240
Taux d'éclosion (%)	80,73	81,66	71,09	82,08	85,19	81,94
Poids du poussin (gr)	33,15	35,8	30,75	35,12	34,65	37,45
œufs clairs (%)	9,032	9,561	13,59	11,05	5,759	13,01
mortalité embryonnaire(%)	10,238	8,779	15,32	6,87	9,046	5,05

- les 60 œufs embryonnés prélevés ont été pris en considération dans les calculs.

- Tableau 30 : les normes de la souche ISA 15(selon le guide de la souche

	NORMES SOUCHE		NORMES SOUCHE		NORMES SOUCHE	
Age de la poulette	37	47	27	41	37	45
Age des O.A.C (J)	<7	<7	<7	<7	<7	<7
Poids moyen OAC	61	65	51	62	61	65
Taux d'éclosion	88	85	75	87	88	86

commerciale)

Il ressort de cette étude lors de **la première série A** que les OAC utilisés par les couvoirs A, B et C possèdent un contenu dépourvu de toute contamination bactérienne à l'arrivée car tous les prélèvements se sont révélés négatifs (tableau 8). Nos résultats signifient un bon état sanitaire des reproductrices (absence de contamination pendant la formation de l'œuf dans les différents segments de l'oviducte). Ceci confirme le bon état anatomo-pathologique de cet organe comme observé (figure 28) après les autopsies effectuées sur des cadavres et poules en production (absence de lésions). Ces résultats confirment le rôle antimicrobien que jouent les différents constituants de l'œuf et en particulier l'albumen, ce qui est en accord avec Nakano *et al.* (2003).



Figure 28 : Oviducte d'une poule âgée de 38 semaines (Originale)

Pour le contrôle de la désinfection des différents secteurs et matériel des trois couvoirs, les prélèvements de surface montrent une contamination bactérienne assez importante à tous les niveaux (Tableau 6), marquée par la domination d'*Escherichia coli*, *Streptocoque D*, *Klebsiella*, *Enterobacter* et *Citrobacter* pour le couvoir A (tableau 26), d'*Escherichia coli*,

Pseudomonas, *Streptocoque D* et *Citrobacter* pour le couvoir B (tableau 27) et *Escherichia coli* et *Salmonella enteritidis*, *Streptocoque D* et *Klebsiella* pour le couvoir C (tableau 28).

La qualité microbiologique de la coquille des œufs est aussi médiocre avec persistance de germes jusqu'à J21, *Escherichia coli*, *Streptocoque D* et *Enterobacter* au niveau des couvoirs A et B et *Escherichia coli*, *Streptocoque D* et *Salmonella enteritidis* au niveau du couvoir C, contamination bactérienne accentuée par une ambiance d'humidité et de température favorable aux conditions de développement bactérien avec apparition de germes dans le contenu des œufs embryonnés à J8 et J19 pour le couvoir A (*Streptocoque D*) et à J19 pour les couvoirs B et C (*Escherichia coli*) par passage trans-coquillère comme relaté dans diverses études (Bruce et Drysdale, 1994 ; Stoleson et Beissinger, 1999) et où 70% des cas de passage bactérien au vitellus sont opérés au delà de J7 (Cook et al., 2003).

La contamination de l'œuf par les microorganismes (y compris les saprophytes) à partir de la coquille durant l'incubation est à l'origine de l'élévation du taux des mortalités embryonnaires comme démontré par Board et al. en 1986 et Fassenko et al. en 2009. Nous avons enregistré des taux de mortalités embryonnaires de 10,24 % dans le couvoir A soit 53,12 % des œufs non éclos, de 15,32 % dans le couvoir B soit 53% des œufs non éclos et un taux de 9,05 % dans le couvoir C ce qui représente 61,1 % du lot d'œuf qui n'ont pas éclos. Dans tous les cas, elle représente plus que la moitié des OAC qui n'ont pas donné naissance à un poussin à J21 puisqu'on a relevé des taux d'œufs clairs de 9,03% pour le couvoir A, 13,59 % au couvoir B et 5,76 % pour le couvoir C.

Ce niveau de contamination est accentué au stade éclosion par le nombre de prélèvements identifiés positifs pour les couvoirs A et le couvoir C mais il l'est moins pour le couvoir B qui opère d'une façon habituelle par une fumigation au formol juste avant le transfert des œufs ; ce niveau de contamination entrainera une variation certaine dans les performances du poulet en élevage d'autant plus que les analyses du duvet à l'éclosion ont révélé une forte présence de germes en particulier *Escherichia coli* pour les couvoirs A et B et *Escherichia coli* et *Salmonella enteritidis* pour le couvoir C, avec contamination des organes de poussins dès le premier jour par *Escherichia coli* dans le foie des poussins issus du couvoir B et du couvoir C, et *Enterobacter* au niveau du même organes des poussins produits dans le couvoir A.

De plus l'identification d'une salmonelle responsable de zoonose (*Salmonella enteritidis*) à J0 au niveau de l'incubateur, et à J8 et J19 sur les coquilles d'œuf et dans le duvet à l'éclosion (J21) sera à l'origine d'une contamination certaine du poussin dans le poulailler. En cas d'éventuel contrôle des services vétérinaires officiels de la circonscription, de graves conséquences seront liées à la destruction de toute la bande, et à la durée du vide sanitaire (réglementé à un mois par l'autorité vétérinaire nationale comme précisé en annexe 4) avec un risque épidémiologique d'une contamination des reproductrices à partir du couvoir par les moyens de transport et/ou le personnel étant donné qu'il s'agit du même propriétaire.

A l'issue de ces résultats nous avons demandé aux différents couvoirs de renforcer les mesures de désinfection à tous les niveaux et même aux niveaux des réservoirs d'eau en particulier pour celle utilisée par le couvoir A où on a enregistré un taux de contamination trop élevé, vu que le couvoir utilise par souci d'économie d'eau, un circuit fermé avec récupération d'une partie de l'eau ; pour cela et avec notre aide auprès des services d'hygiène de l'APC , le propriétaire a fait usage de la brique à chaux pour réduire la charge bactérienne.

Au niveau du couvoir C, pour essayer d'éliminer les salmonelles et suivant nos conseils, l'accoureur a tenté une désinfection renforcée avec du formol à 37% et du permanganate de potassium comme préconisé par l'O.I.E selon la concentration B pour les machines.

A la seconde série B, nous avons pu obtenir la confirmation de l'absence de contamination des différents constituants internes de l'œuf qui signe une formation et une évolution aseptique de ce dernier dans le tractus génital de la poule reproductrice du fait que la totalité des pools d'écouvillons (12x5) pour chaque couvoir ont révélé des cultures bactériennes négatives sur les deux milieux d'enrichissement (TSB et RAPPAPORT).

Le contrôle de la désinfection des différents secteurs des trois couvoirs, ainsi que le matériel qu'ils utilisent, a fait ressortir une amélioration de la situation hygiénique par une diminution du nombre d'identification de germes au niveau des écouvillons et des chiffonnettes et une augmentation du nombre des cultures négatives (diminution de la charge microbienne) essentiellement au niveau des machines (incubateurs et éclosiers) pour les couvoirs A, B et C (figure 22, 24 et 26°et particulièrement, la réussite de l'élimination de *Salmonella enteritidis* au niveau du couvoir C.

Pour les cultures bactériennes positives on note toujours une contamination dominée par *Escherichia Coli*, *Enterobacter*, *Streptocoque D* et *Klebsiella* au niveau du couvoir A, avec contamination du contenu des œufs embryonnés par des *Escherichia coli* dès J8 ; *Escherichia coli*, *Staphylococcus*, *Streptocoque D* et *Enterobacter* au niveau du couvoir B avec apparition d'une contamination des embryons par *Escherichia coli* à J19 ; et pour le couvoir C *Escherichia coli*, *Streptocoque D*, *Klebsiella* et *Proteus* et une contamination des embryons vers J19 .

3.2 ANALYSES ZOOTECHNIQUES

Sur le plan zootechnique on a enregistré des niveaux d'éclosion relativement bas en comparaison avec les normes de la souche commerciale selon le guide d'élevage reproducteurs ISA 15, dans les trois couvoirs en tenant compte des âges des poules reproductrices, avec 80,73 % vs 88% , soit un écart de 7,27 % pour le couvoir A (figure 23), 71,09 % vs 75%, soit un écart de 3,91 % pour le couvoir B (figure 25) et un meilleur taux d'éclosion pour le couvoir C de 85,19 % vs 88%, soit un écart de 2,81 % (figure 27). Une diminution de l'éclosabilité qui pourrait être aussi expliquée par un taux de mortalité embryonnaire relativement élevé comme décrit par Board *et al.*, 1986 ; Bruce et Drysdale ,1994 et Fassenko en 2009 plus particulièrement au niveau du couvoir B où ce taux de mortalité embryonnaire observé est lié au jeune âge de la bande qui joue un rôle très significatif sur le développement embryonnaire. Le taux de l'éclosabilité est supérieur avec les bandes plus âgées (30 semaines) comme relaté par Peebles en 2004 et Pedroso *et al.* en 2005.

Le poids moyen des OAC dans les trois couvoirs est inférieur au poids moyen de la souche commerciale pour le couvoir A (57,66 vs 61 grammes), pour le couvoir B (47,33 vs 51 grammes) et pour le couvoir C (58,6 vs 61 grammes) (tableau 15 et 25).

Le paramètre de l'âge de ces œufs à couvrir est conforme aux normes du fait que tous les couvoirs utilisent des OAC âgés au maximum de 7 jours (couvoir A : 1-4 J, couvoir B : 1-2 J, et le couvoir C : 1-7 J) pour obtenir des productions optimales comme décrit par Christensen *et al.* en 2003 et Fassenko en 2007. Ces OAC sont stockés à une température ambiante qui oscille entre 18-20°C.

Pour le poids du poussin, bien qu'inférieur au poids moyen de la souche, il est fonction du poids des œufs et de l'âge des reproducteurs. En effet pour les bandes plus âgées (couvoirs A et C)(37 semaines) produisant des O.A.C d'un poids moyen plus élevé (57,6 et 57,66 grammes) que ceux issus des élevages qui alimentent le couvoir B âgés de 27 semaines et qui sont en début de production avec un poids moyen des OAC de 47,33 grammes, on a enregistré un poids moyen de poussins qui est plus élevé dans le couvoir A (33,15 grammes) et dans le couvoir C (34,65 gr par rapport à celui du couvoir B (30,75 grammes). Ceci est en nette concordance avec Fasenko *et al.* en 2002, Peebles *et al.* en 2004 et Fasenko en 2007. Ce poids moyen et cette contamination initiale pourraient avoir des effets négatifs sur les performances du poulet lors de la première semaine d'élevage selon Peebles *et al.* en 2004.

Dans la seconde partie expérimentale, les OAC mis en incubation ont le même âge que pour la série précédente pour le couvoir A et le couvoir C, respectivement 1 à 4 jours et 1 à 7 jours alors que pour le couvoir B il était de 1 à 5 jours mais dans tous les cas inférieur à 7 jours et toujours stockés dans des conditions inchangeables (température ambiante comprise entre 20°C et 23°C) dans les salles de stockage des œufs à cette date.

Le poids moyen de ces OAC bien qu'inférieur au poids moyen de la souche, est nettement supérieur en comparaison avec la première série vu l'âge des reproductrices (ce poids est fonction de l'âge de la poulette comme décrit par Peebles *et al.* en 2004 et Fasenko en 2007). On a enregistré des poids moyens de 61,33 vs 65 grammes pour des poules âgées de 47 semaines pour le couvoir A, de 59,72 vs 62 grammes pour des pondeuses âgées de 41 semaines pour le couvoir B et de 63,51 vs 65 grammes avec un âge de reproductrice de 45 semaines au niveau du couvoir C.

Le taux d'éclosion dans cette phase est toujours inférieur en comparaison avec le taux normal de la souche ISA 15 avec 81,66 % vs 85% pour le couvoir A soit un écart de 3,34 %, 82,08 % pour le couvoir B soit un écart de 4,92 % et 81,94 % au couvoir C soit un écart de 4,06 %.

Dans cette série on note bien l'amélioration de la viabilité embryonnaire dans les trois couvoirs avec un taux de mortalité de 8,78%, 6,87% et 5,05% respectivement pour les couvoirs A, B et C avec des écarts respectifs de 1,459%, 8,45% et 3,996%, qui explique et confirme l'amélioration relative de la situation en matière de désinfection des

établissements et du matériel, en raison de l'utilisation des mêmes paramètres de température et d'humidité des machines et des mêmes bandes reproductrices que pour la série A. On remarque dans cette partie que si le couvoir C a réussi à se débarrasser de la salmonelle il se trouve confronté un autre problème qui est celui du taux d'œufs inféconds : il enregistre un taux de 13,01% d'œufs clairs qui trouve origine soit en élevage (problème de cochage) soit condition de stockage (la température de stockage des œufs était de 20-23°C les sept jours avant mise en machine).

Comparaison entre les deux résultats :

De ces deux séries dans les trois couvoirs on peut faire les constatations suivantes:

1. Le degré de désinfection de nos couvoirs est en deçà des normes requises pour la bonne gestion des couvoirs, comme cela est recommandé par l'O.I.E (2005) impliquant une gamme importante de micro-organismes avec une omniprésence d'*Escherichia coli* et de *Streptocoque D* pour les trois couvoirs et *Salmonella enteritidis* pour le couvoir C dans la première série A. Cette contamination est fortement présente à J0, J19 et J21 comme le montrent nos résultats d'identification de prélèvement et une désinfection relativement poussée a fait baisser cette contamination. La fréquence des infections colibacillaires reste bien en tête des pathologies dominantes, occasionnant d'énormes pertes économiques en élevage aviaire et particulièrement en élevage de poulet de chair, ce qui est en accord avec les travaux de Zahraei Salehi et *al* en 2006.

Entre les deux séries, on constate qu'au niveau du:

Couvoir A, on passe de 38 - 30 - 40 prélèvements positifs dans la série A à 25 - 20 - 15 de prélèvements positifs dans la série B.

Couvoir B, on dénombre dans la série A 48 – 40 – 30 prélèvements positifs contre 19 - 15 - 15 de prélèvements dans la série B.

Couvoir C, on enregistre un nombre de prélèvements positifs de 32 - 30 - 45 dans la série A contre 19 - 20 - 25 dans la série B.

Il serait intéressant de réaliser un serotypage des souches d'*Escherichia coli* que nous avons isolées, car elles sont considérées comme potentiellement pathogènes de l'espèce aviaire. Elles sont aussi et surtout des indicateurs du degré de

désinfection des couvoirs étudiés. Actuellement, selon Musgrove et al (2006) et Diarrassouba et al (2007) des souches d'*Escherichia coli* apparemment non pathogènes, isolées de poulet sains, possèdent certains gènes de virulence pouvant causer des problèmes sanitaires aussi bien chez l'homme que chez les volailles.

2. Conséquences sur le taux de mortalité embryonnaire :

L'amélioration relative de l'état de désinfection des trois couvoirs après la réalisation de la première série A, a permis de nous indiquer l'influence du niveau de contamination de l'environnement des OAC sur le taux de mortalité embryonnaire. Il a baissé d'une façon significative dans la seconde série B (voir analyse statistique en annexe 1) dans les couvoirs A, B et C comme montré dans la figure 29, ce qui est en parfaite concordance avec les travaux de Board et al en 1986 et Fassenko et al en 2009. Ce taux de mortalité embryonnaire peut expliquer en partie pourquoi le taux d'éclosion optimal de la souche commerciale n'est pas atteint.

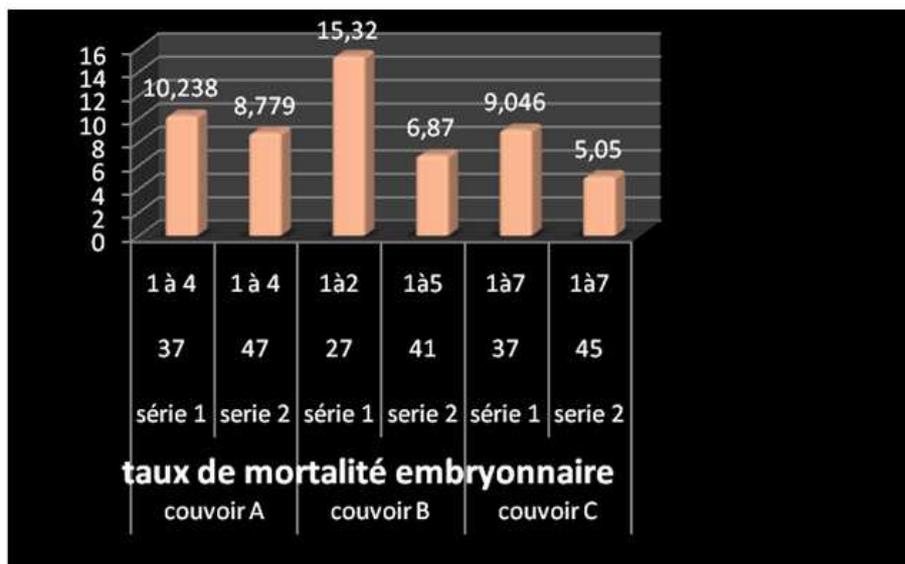


Figure 29: Comparaison entre les taux de mortalité embryonnaire

Les résultats montrés dans la figure 30 indiquent que le taux d'éclosion est très nettement influencé par le jeune âge de la reproductrice dans la série A du couvoir B (27semaines) où on enregistre le plus faible taux (71,09) et la plus haute valeur de mortalité embryonnaire (15,32%). Ceci peut être expliqué selon Pedroso et al. (2005)

par la présence d'un taux élevé d'OAC infertiles, la fréquence du non viabilité des germes et par l'épaisseur de la coquille et l'incapacité des poussins de petites tailles à la percer et sortir à l'éclosoir.

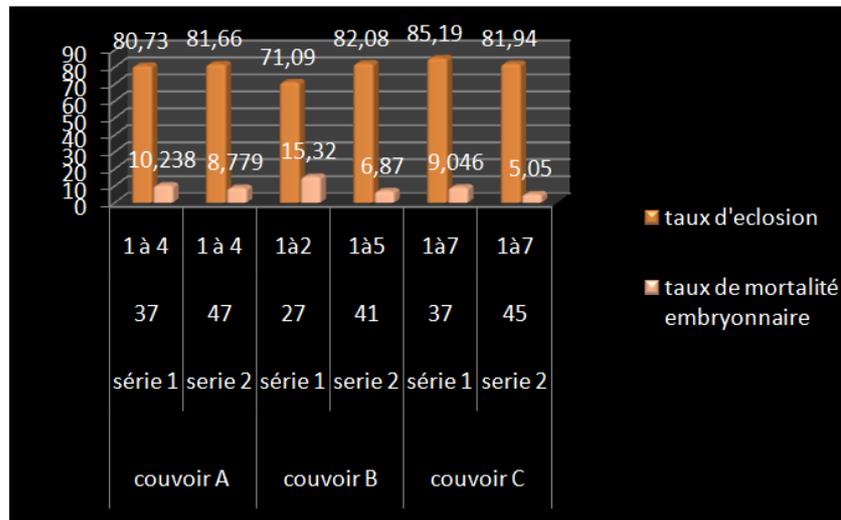


Figure 30: Illustrations des différents taux d'éclosion et de mortalité embryonnaire

3. Conséquences sur le poussin :

Dans cette étude nous constatons que dans les deux séries, le poids moyen du poussin à l'éclosion est lié essentiellement à deux paramètres, l'âge de la reproductrice et le poids moyen des œufs à couvrir (figures 31, 32 et 33).

l'âge de la reproductrice : dans les trois couvoirs et dans les deux séries nous constatons un poids moyens des poussins éclos plus élevé à 47 semaines (35,8 grammes) qu'à 37 semaines (33,15 grammes) pour le couvoir A, un poids moyen à 41 semaines meilleur qu'à 27 semaines (35,12 grammes contre 30,75 grammes) pour le couvoir B et les meilleurs moyennes sont enregistrées au couvoir C à l'âge de 45 semaines avec 37,45 grammes contre 34,65 grammes à 37 semaines.

le poids de l'œuf à couvrir : ce paramètre est aussi vérifié ; le poids moyen du poussin à l'éclosion est fonction du poids moyen des OAC au niveau des trois couvoirs et dans les deux séries A et B. Au niveau du couvoir A et pour des poids des œufs de 57,66 et 61,33 grammes on obtient des poids moyens de poussin respectifs de 33,15 et 35,8 grammes, dans le couvoir B , pour des OAC de 59,72 grammes on a eu des poussins

de 35,12 grammes contre des poussins de 30,75 grammes pour des OAC de 47,33 grammes, ce qui est valable aussi pour le couvoir C avec des OAC de 58,6 et 63,51 grammes on a obtenu des poussins de poids moyens respectifs de 34,65 et 37,45 grammes.

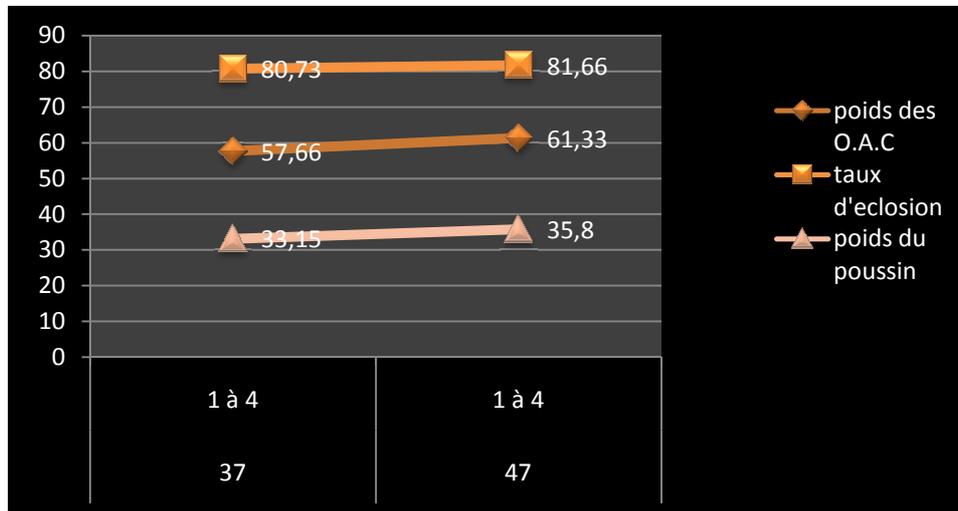


Figure 31 : Evolution du poids du poussin en fonction du poids des OAC (Couvoir A)

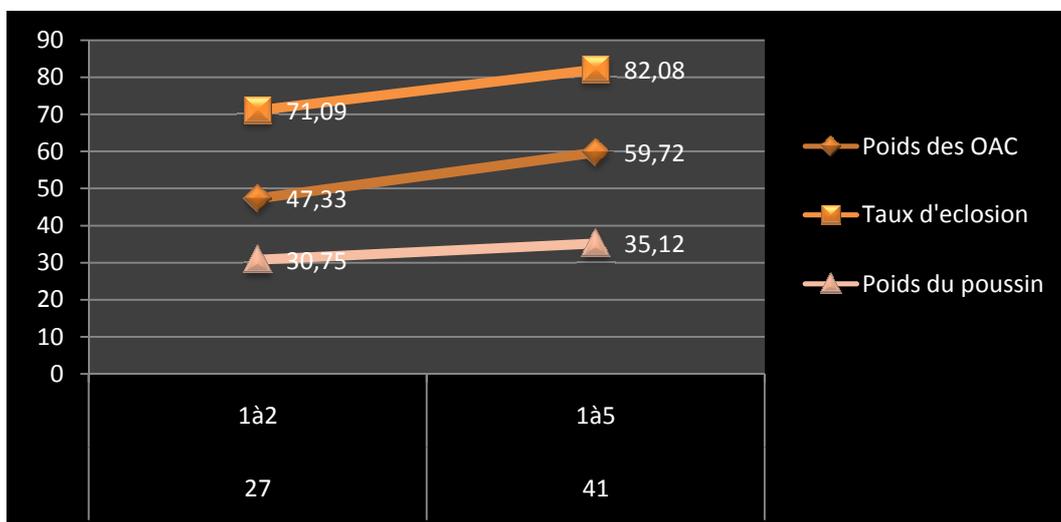


Figure 32 : Evolution du poids du poussin en fonction du poids des OAC (Couvoir B)

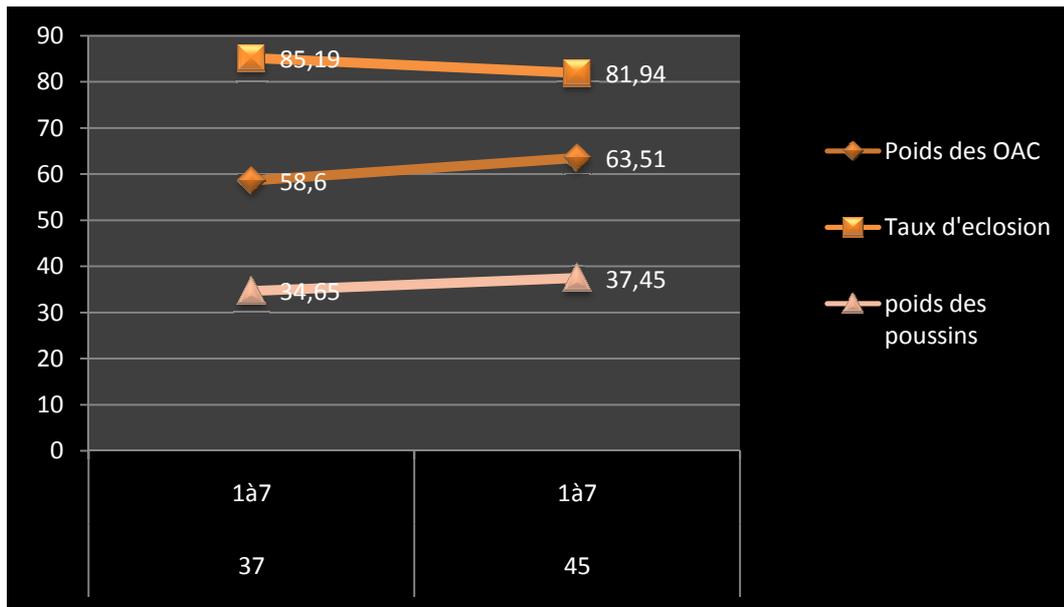
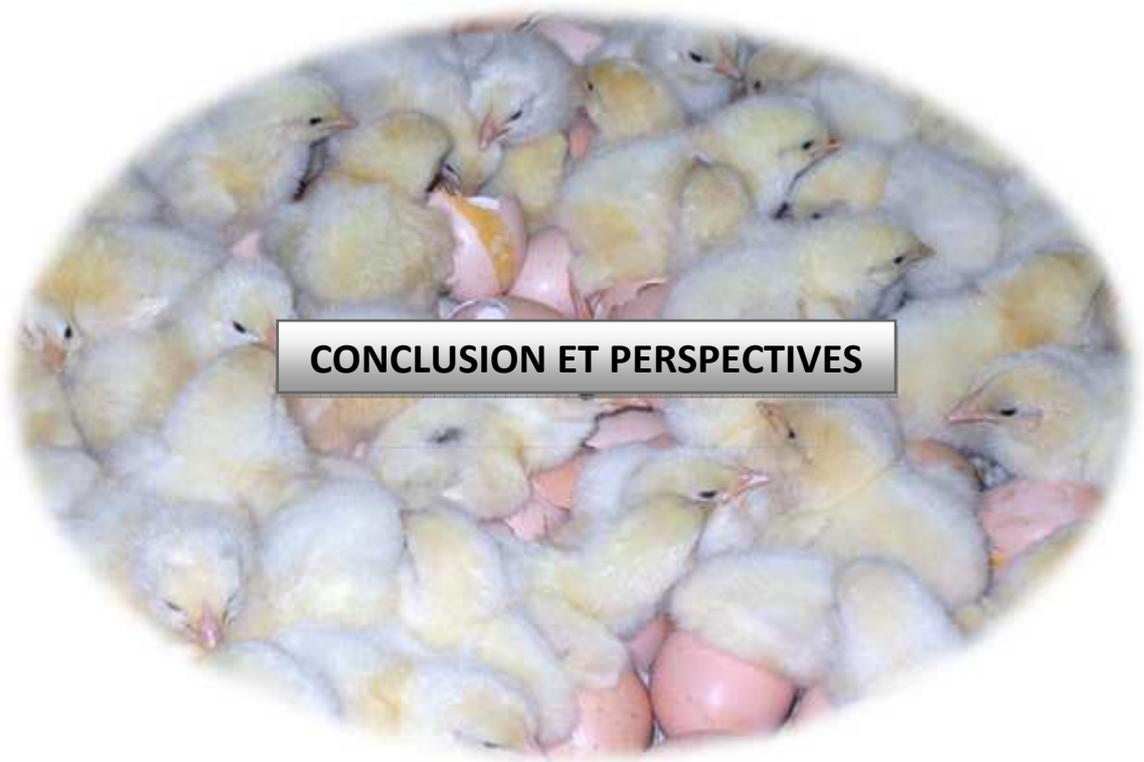


Figure 33 : Evolution du poids du poussin en fonction du poids des OAC (Couver C)



CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Lors de cette étude, nos observations indiquent bien que la désinfection et la conduite hygiénique au sein de nos couvoirs restent bien en deçà des normes recommandées pour une meilleure maîtrise sanitaire.

Nous avons trouvé des germes zoonotiques (*Salmonella enteritidis*) et des germes pathogènes et/ou opportunistes de l'espèce aviaire (*Escherichia coli*- *Staphylococcus*- *Streptococcus*- *Pseudomonas*- *Enterobacter*- *Klebsiella*- *Proteus*- *Citrobacter*- *Microcoque*) aux différents stades de développement embryonnaire.

La charge microbienne était intense à partir de J19 avec un passage trans-coquillière et une contamination de l'embryon, produisant ainsi un poussin d'un jour à J21 destiné à la filière chair d'une qualité inférieure à l'optimum de la souche commerciale utilisée et sélectionnée à cette fin.

Nous pensons donc que certainement et en aval, il y a une entrave à l'extériorisation des performances sanitaires et zootechniques, avant même l'exposition de ces poussins à des agressions microbiennes externes dans les bâtiments d'élevages. De plus que sur le plan des défenses immunologiques, les poussins sont vulnérables à la naissance.

La présence de salmonelles et d'*E.coli*, comme nous l'avons constaté, constitue un risque et un danger potentiels pour la santé publique, et *in fine* pour le consommateur qui constitue la fin de la chaîne. L'émergence des cas de salmonellose à *Salmonella enteritidis* signe la domination de la pathologie en matière de toxi-infection d'origine aviaire.

Dans toutes les éclosions, les différences entre les capacités de la souche commerciale et les taux des éclosions obtenues dans nos couvoirs sont statistiquement significatives malgré une légère amélioration à la seconde série d'étude, suite à des différences aussi significatives entre les taux de mortalité embryonnaire dans les deux séries.

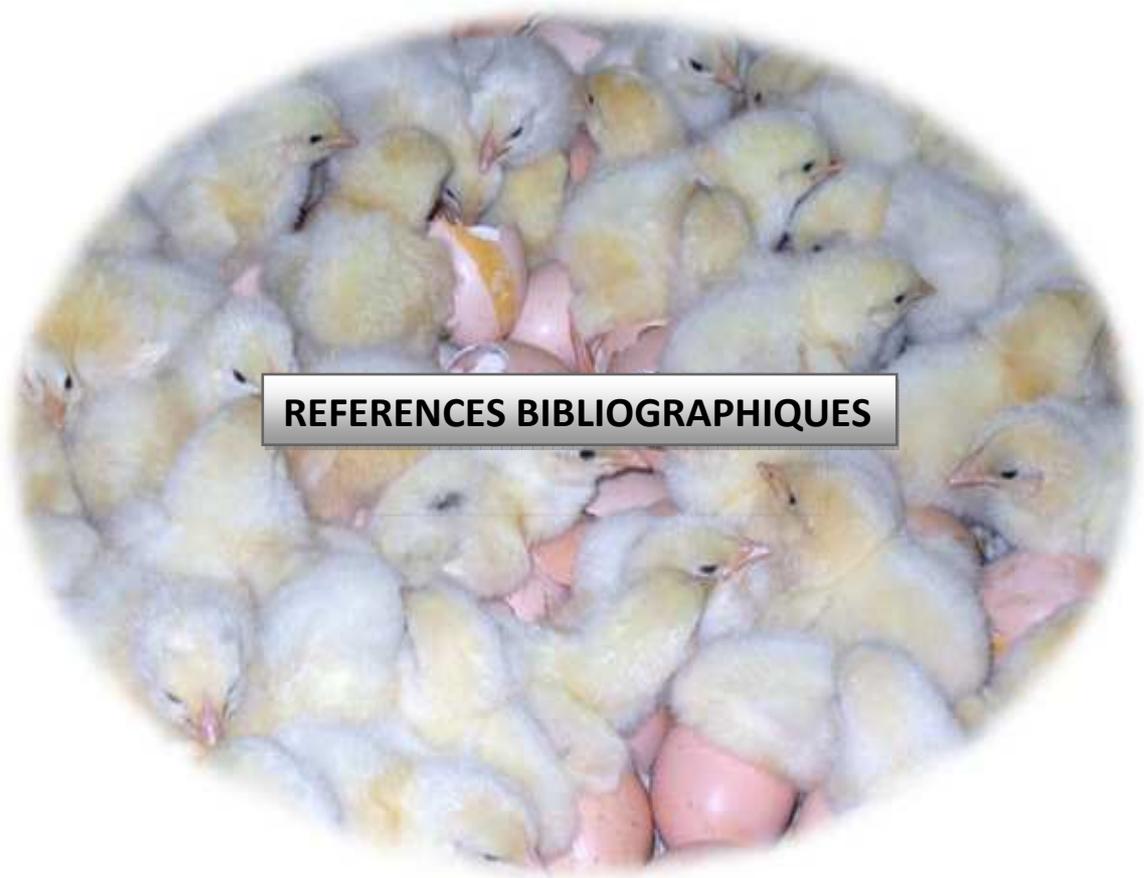
D'autre part l'insuffisance relevée dans la qualité des OAC (dans toutes les séries, poids inférieurs à celui des OAC de la souche commerciale) n'est certainement pas sans conséquences sur les performances des différents couvoirs étudiés et particulièrement sur le poids des poussins à l'éclosion impliquant l'amont de la filière que nous ne devons pas négliger.

Malgré une amélioration relative dans la deuxième partie de l'étude, La qualité bactériologique de l'eau en usage dans les trois couvoirs n'est conforme ni aux normes algériennes (1998) (annexe2) et encore moins à celles de la directive européenne (1995) (annexe 2) définissant les critères microbiologiques d'une eau potable ce qui influe négativement sur l'efficacité de la désinfection.

L'information à destination des aviculteurs, la formation du personnel des couvoirs, la conception puis l'entretien et la désinfection des locaux sont certainement les facteurs primaires qu'il faut absolument améliorer.

Par conséquent, il serait intéressant de suivre un échantillon d'élevage depuis le couvoir, en réalisant notamment un serotypage des souches d'*E. coli* afin de déterminer avec exactitude quelles sont les souches pathogènes fréquemment rencontrées en élevage avicole dans notre pays.

Il serait aussi important et intéressant de rechercher si ces contaminants sont liés à un phénomène de résistance vis-à-vis des anti-infectieux les plus utilisés en médecine vétérinaire en Algérie.



REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Afssa, 2000a.** La décontamination des poulaillers des volailles au sol, *Science et techniques avicoles*, numéro H.S 2000.
- Afssa, 2000b.** La conduite hygiénique en élevage, *Science et techniques avicoles*, numéro H.S, 2000.
- Afssa, 2006.** Evolution des risques sanitaires : Campylobacter et Salmonelles. 12^{ème} journée des sciences du muscle et technologie des viandes. 197-201.
- Alderson M., Speers D., Emslie K., and Nade S., 1986.** Acute haematogenous osteomyelitis and septic arthritis- A single disease. *The journal of bone and joint surgery*, 68(2):268-274.
- Babini G.S., and Livermore D.M., 2000.** Effect of conalbumine DM 2000 of Syn 2190, a 1.5 dihydroxy 4 pyridon monobactam inhibitor of Amp c B lactamase. *Journal antimicrobial chemotherapy*, 45: 105-109.
- Barman T.K., Sharma V.D., and Kumar S., 2005.** Protective efficacy of maternal antibodies induced by *Salmonella toxid* (vaccine). *Indian journal of experimental biology*, 43(2): 163-6.
- Barrow P.A., Tuckey J.F., and Simpson J.M., 1987.** Inhibition of colonization of the chicken alimentary tract with *Salmonella typhimurium* gram negative facultative anaerobic bacteria. *Epidemiology and infection*, 98(3): 311-322.
- Baron F., 1998.** Etude du comportement de *Salmonella enteritidis* dans le blanc d'œuf. PhD thesis, ENSA Rennes, France P120.
- Bellairs R., 1971.** Order and adjustment in the early stage of bird development. Page 69. Developmental processes in higher vertebrates. LOGOS PRESS Ltd., London, UK.
- Benton CE.Jr., and Brake J., 2000.** Effects of atmospheric ammonia on albumen height and pH of fresh broiler breeder eggs. *Poultry science*, 79 (11):1562-1565.
- Board R.G., Loseby S., and Miles V.R., 1979.** A note on microbial growth on eggshells. *British poultry science*, 20: 413-420.
- Bruce J., and Drysdale E.M., 1994.** Tran-shell transmission in microbiology of the avian egg, ed RG Board and Fuller, 63-91.
- Bruzual J.J., Peak S.D., Brake J., and Peebles E.D., 2000a.** Effect of relative humidity during the last five days of incubation and brooding temperature on performance of broiler chicks from young broiler breeders. *Poultry science*, 79:827-830.
- Bruzual J. J., Peak S.D., Brake J., and Peebles E.D., 2000b.** Effect of relative humidity during incubation on hatchability and body weight of broiler chicks from young breeder flock. *Poultry science*, 79:1385-1391.
- Casa M., Lepine F., Milot S., et Dazois C., 2008.** Contribution des gènes IROBCDEN pour la production des salmocheleines et la virulence de la souche *Escherichia Coli* pathogène aviaire O78. *Infection and immunity*, vol 76, N° 8: 3539-3549.
- Chalghoumi R., Thewis A., Portelle D., and Becken Y., 2008.** Production of hen egg yolk immunoglobulin simultaneously directed against *Salmonella enteritidis* and *Salmonella thyphimurium* in the same egg yolk. *Poultry science*. 87:32-40.
- Chousalkar K.K., and Robert J.R., 2007.** Ultra structural observation on effects of infectious bronchitis virus in eggshell-forming regions of the oviduct of the commercial laying hen. *Poultry science* 86: 1915-1919.
- Christensen V.L., Wineland M.J., Fassenko G.M., and Donaldson W.E., 2001.** Egg storage effect on plasma glucose and supply and demand tissue glycogen concentration of broiler embryo. *Poultry science*, 80: 1729-1735.
- Christensen V.L., Grimes J.L., Wineland M.J., and Davis G.S., 2003.** Accelerating embryonic growth during incubation following prolonged egg storage. 1 embryonic livability. *Poultry science*, 82:1863-1868.
- Christensen V.L., Wineland M.J., Ort D.T., Mann K.M., and Neely E.R., 2006.** Eggshell conductance and incubator humidity as factors in embryo survival and poult growth. *International journal of poultry science*, 5(9):830-837.
- Clavijo R.I., Loni C., Anderson G.L., Riley L.W., and Sanguei lu., 2006.** Identification of genes associated with survival of *Salmonella enteritidis* serovar enteritidis in chicken egg albumen. *Applied and environmental microbiology*, 72:1055-1064.

- Colless F.M., Dingle K.E., Cody A.J., and Maiden M.C.J., 2008.** Comparison of campylobacter population in wild gees with those in starlings and free range poultry on the same farm. *Applied and environmental microbiology*, (74): 3583-3590.
- Collin A., Shinder D., Mercierand F., Tisserand S., Picard M., and Yahav S., 2005.** Les manipulations thermiques pendant l'embryogenèse affectent la température corporelles et la croissance du poussin. Sixième journée de recherche avicole, st Malo .30-31.
- Collin A., Picard M., and Yahav S., 2005.** The effect of duration of thermal manipulation during broiler chick embryogenesis on body weight temperature of post hatched chicks. *Animal research*, 54:105-111.
- 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 or 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.
- Decker D., Vaulint D., Callewaert L., Aertsen A., and Michiels C.W., 2008.** Role of the lysozyme inhibitor ivy in growth or survival of *Escherichia coli* and *Pseudomonas aeruginosa* bacteria in the hen egg white and in human saliva. *Applied and environmental microbiology*, 4434-4439.
- Decuyper E., Bryse J., and Buys S., 2000.** Ascites and broiler chickens: Exogenous and endogenous structural and functional causal factors. *World's poultry science journal*, 56: 367-377.
- Deeming D.C., 1989.** Characteristics of unturned eggs: critical period, retarded embryonic growth and poor albumen utilization. *British poultry science*, 30: 239-249.
- De Smith L., Bruggeman V., Debonne M., Tona J.K., Kamers B., Everaert N., Withers A., Onagbesam O., Arckens L., De-Baerdemaeker J., and Decuyper E., 2008.** The effect of nonventilation during early incubation on the embryonic development of chicks of two commercial broiler strains differing in ascites susceptibility. *Poultry science*, 87:551-560.
- 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.
- Dho-Moulin M., and Fairbrother J.M., 1999.** Pathogenic *Escherichia coli* (APEC). *Veterinary research*, 30: 299-216.
- Dho-Moulin M., 1993.** Les *Escherichia coli* pathogènes des volailles. *Les anaales de médecine vétérinaire*, 137 :353-360.
- Diarrassouba F., Dirra M.S., Bach S., Delaquis P., Pritchard J., Topp E., and Skura B.J., 2007.** Antibiotic resistance and virulence genes in commensally *Escherichia coli* and *Salmonella* isolated from commercial broiler chicken farms. *Journal of Food protection*, 70: 1316-1327.
- Direction des services vétérinaire(DSV), 2004.** Note 787/14, renforcement du contrôle vétérinaire en aviculture, 6-17.
- Edens F.W., Parkhurst C.R., Qureshi M.A., Casas I.A., and Havenstein G.B., 1997.** Atypical *Escherichia coli* strains and their association with poult enteritis and mortality syndrome. *Poultry science*, 76: 952-960.
- Elibiol O., and Brake J., 2003.** Effect of frequency of turning from 3 to 11 days of incubation on hatchability of broiler hatching eggs. *Poultry science*, 82: 357-359.
- Elibiol O., and Brake J., 2006a.** 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.
- Elibiol O., and Brake J., 2006b.** Effect of 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.
- Elibiol O., and Brake J., 2008.** Effect of egg position during three and fourteen days of storage and turning frequency during subsequent incubation on hatchability of broiler hatching eggs. *Poultry science*, 87:1237-1241.

- Everaert N., Kamers B., Witters A., De Smit L., Debonne M., Decuyper E., and Bruggeman V., 2007.** Effect of four percent carbon dioxide during the second half of incubation of embryonic development, hatching parameters, and post hatch growth. *Poultry science*, 86:1372-1379.
- Eyald-Giladi H., and Kochav S., 1976.** From cleavage to primitive streak formation: A complementary normal table and a new look at first stages of the development of the chick. I. General morphology. *Development and biology*, 49: 321-337.
- Fasenko G.M., 2007.** Egg Storage and the embryo. *Poultry science*, 86:1020-1024.
- Fasenko G.M., O’Dea E.E., 2008.** Evaluating broiler growth and mortality in chicks with minor navel conditions at hatching. *Poultry science*, 87: 594-597.
- Fasenko G.M., O’Dea E.E.Christopher., and McMullen L.M., 2009.** Spraying hatching eggs with microbial load without compromising broiler production parameters. *Poultry science*, 88: 1121-1127.
- French N.A., 1997.** Modeling incubation temperature: the effects of incubator design, embryonic development and egg size. *Poultry science*, 76: 124-133.
- Gabriel I., Mallet S., et Lessir. M., 2003.** La microflore digestive : une composante oubliée de la nutrition des volailles. INRA-station de recherche avicole.5eme journée de recherche avicole.
- Gabriel I., Mallet .S., et Sibille P., 2005.** La microflore digestive des volailles: facteurs de variation et conséquence sur l’animal. *INRA Production Animale* .18(5) :309- 322.
- Gautier A.V., Bouchardon., et Kempf I., 2008.** Les mycoplasmoses aviaires, Communication 2008, Afssa.
- Giraud E., Leroy-Setrin S., Flaujac G., Cloeckert A., Dho-Moulin M., and Chaslus-Dancla E., 2001.** Characterization of high level fluoroquinolones resistance in *Escherichia coli* O78:K80 isolated from turkey. *The journal of antimicrobial chemotherapy*, 97(3) 341-343.
- Gordon R.W., and Roland D.A., 1997.** Performance of commercial laying hen fed various phosphorus levels, with and without supplemental phytax. *Poultry science*, 76: 1172-1177.
- Gradel K.O., Sayers A.R., and Davies R.H., 2004.** Surface disinfection tests with *Salmonella* and a putative indicator bacterium, mimicking worst-case scenarios in poultry houses. *Poultry science*, 83: 1636-1643.
- Gross W.G., 1994.** Diseases due to *Escherichia coli* in domestic animal and human. *Cab international Wallingford*, 237-259.
- Gupta S.K., and Bakst M.R., 1993.** Turkey embryo staging from cleavage through hypoblast formation. *Journal of morphology*, 217: 317-325.
- Hassanzadeh M., Bozorgmehri Fard M.H., Buyse J., Bruggeman V., and Decuyper E., 2004.** Effect of chronic hypoxia during embryonic development on physiological functioning and on hatching and post-hatching parameters related to ascites syndrome in broiler chickens. *Avian pathology*, 33(6), 558-564.
- Heier B.T., and Jarp J., 2001.** An epidemiological study of the hatchability in broiler breeder flocks. *Poultry science*, 80:1132-1138.
- Hudault S., Bewa H., Bridonneau C., and Ribaud P., 1985.** Efficiency of various bacterial suspensions derived from cecal floras of conventional chickens in reducing the population level of *salmonella typhimurium* in gnotobiotic mice and chicken intestines. *Canadian journal of microbiology*, 31(9): 832-838.
- Humbert F., Salvat G., Morin M., Colin P., Lahellec C., et Bennejean G., 1989.** La colonisation spontanée de la muqueuse caecale du poulet exempt d’organismes pathogènes spécifiés d’une flore de barrière chez le poulet conventionnel. Etude au microscope électronique à balayage. *Avian pathology*, 18:577-589.
- Ibrahim H.R., Sugimoto Y., and Aoki T., 2000.** Ovotransferrin antimicrobial peptide (OTAP-92) kills bacteria through a membrane damage mechanism. *Biochimica et biophysica Acta*, 1523:196-205.
- Joerger R.D., and Ross T., 2005.** Genotypic diversity of *Escherichia coli* isolated from cecal content and mucosa of one- to six- week- old broilers. *Poultry science*, 84:1902-1907.
- Jordan F.T.W., and Pattison M., 1996.** Poultry diseases W.B Sanders Company: London, 38-43.
- Joseph N.S., Lourens A., and Moran Jr.E.T., 2006.** The effect of suboptimal eggshell temperature during incubation on broiler chick quality, live performance and further processing yield. *Poultry science*, 85:932-938.
- Karcher D., and Applegate T., 2008.** Survey of entérocytes morphology and tight junction formation in the small intestine of avian embryos. *Poultry science*, 87: 339-350.

- Kempf I, 1997.** Les mycoplasmoses aviaires. *Le point vétérinaire*, 28(182):41-48.
- Kempf I, 2006.** Diagnostic et contrôle des mycoplasmoses aviaires. *Le nouveau praticien vétérinaire*, 3:49-53.
- Kirk S., Emmans G.C., Mc Donald.R., and Arnot D., 1980.** Factors affecting the hatchability of eggs from broiler breeder. *British poultry science*, 1:37-53.
- Kleven S.H,2003.** *Mycoplasma synoviae* infection. In: Saif Y.M., Bames H.J., Glisson J.R., Fadly A.M., Mc Dougal L.R., and Swayne D.E. (eds), 756-766.
- Kobayashi K., Hattori M., Hara-Kudo Y., Okubo T., Yamamoto S., Takita T., and Sugita-Konishi., 2004.** Glucopeptide derived from hen egg ovomucin has the ability to bind enterohemorrhagic *Escherichia coli* O157:H7. *Journal of agricultural and food chemistry*, 52(8): 5740-6.
- Korsan N., Klinquart A., and Daube G., 2004.** *Salmonella* spp. Dans les denrées alimentaires d'origine animale : un réel problème de santé publique ? *Annales de médecine vétérinaire*. 148, 174-193.
- Le Douarin N.M., 2004.** The avian embryo as a model to study the development of the neural crest: a long and still ongoing story. *Mechanisms of development*, 121(9): 1089-1102.
- 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.
- Leksrisonpong N., Romero Sanchez R., Plumstead P.W., Brannan K.E., and 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.
- Leksrisonpong N., Romero Sanchez R., Plumstead P.W., Brannan K.E., Yahav S., and Brake.J., 2009.** 2. Interaction of incubation and brooding temperatures on broiler chick feed consumption and growth. *Poultry science*, 88:1321-1329.
- Lim H.S., Namkung H., and Paik I., 2003.** Effects of phytase supplementation on the performance, egg quality and laying hen fed different levels of dietary calcium and nonphytate phosphorous. *Poultry science*, 82(1):92-99.
- Lourens A., Molenaar R., Van denbrand H., Heetkamp M.J.W., Meijerhof R., and Kemp B., 2006.** Effect of egg size on heat production and the transition of energy from egg to hatchling. *Poultry science* 85:770-776.
- Lourens A., Van denbrand H., Meijerhof R., and Kemp B., 2005.** Effect of eggshell temperature during incubation on embryo development, hatchability, and post hatch development. *Poultry science* 84:914-920.
- 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. *Avian pathology*, 13:51-58.
- Manil j., 2003a.** Facteurs de virulence et propriétés spécifiques des souches invasives d'E coli: I) les adhésines et facteurs de colonisation. *Les annales de médecine vétérinaire*.147, 105-126.
- Manil j., 2003b.** Facteurs de virulence et propriétés spécifiques des souches invasives d'E coli: II) franchissement des muqueuses et propriétés invasives. *Les annales de médecine vétérinaire*.147, 159-171.
- Manil j., 2004.** Facteurs de virulence et propriétés spécifiques des souches invasives d'E coli : IV) souches necrotoxiques. *Annales de médecine vétérinaire*.148, 121-132.
- Miranda J.M., Vasquez B.I., Fente C.A., Barros-Velasquez J., Cepeda A., and Franco C.M., 2008.** Evolution of resistance in poultry intestinal *Escherichia coli* during three commonly used antimicrobial therapeutic treatments in poultry. *Poultry science*, 87:1643-1648.
- Musgrove M.T., Northcutt J.K., Jones D.R., Cox N.A., and Harrison M.A., 2008.** Enterobacteriaceae and related organisms isolated from shell eggs collected during commercial processing. *Poultry science*, 87:1211-1218.
- Musgrove M.T., Jones D.R., Northcutt J.K., Cox N.A., Harrison M.A., Fedorka-Gray P.J., and Ladely S.R., 2006.** Antimicrobial resistance in *salmonella* and *Escherichia coli* isolated from commercial shell eggs. *Poultry science*, 85: 1665-1669.
- Nakano T., Ikawa N.I., and Ozimzk L., 2003.** Chemical composition of chicken eggshell and shell membranes. *Poultry science*, 82(3): 510-514.

- Nawaz M.S., Khan A.A., Khan A.S., Paine D.D., Pothuluri J.V., and Cerniglia C.E., 1999.** Biochemical and molecular characterization of erythromycin-resistant avian *staphylococcus spp* isolated from chickens. *Poultry science*, 78:1191-1197.
- 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.
- O.I.E., 2005.** Salmonellosis, chapitre 2.10.3, Manuel terrestre de l'O.I.E, 1117-1133.
- Olsen M.W., 1942.** Maturation, fertilization and early cleavage in the hen's egg. *Journal of morphology*, 70: 513-533.
- Parriera V.A., Arns C.W., and Yano T., 1998.** Virulence factors of avian *Escherichia coli* associated with swollen head syndrome. *Avian pathology*, 27,148-154.
- Pedroso A.A., Andrade M.A., Café B.B., Manten.Leandro J.F.M., and Stringhini J.H., 2005** fertility and hatchability of eggs laid in the pullet- to breeder transition period and the initial production period. *Animal reproduction science*, 90(3): 355-364.
- Peebles E. D., Miller L.Sh., Whitmarch Sh., Latour M.A., and Gerard Patrick D., 1999.** Embryo and yolk compositional relationship in broiler hatching eggs during incubation. *Poultry science*, 78:1435-1442.
- Peebles E.D., Doyle S.M.,Zumwalt C.D.,Gerard P.D., Latour M.A., Boyle C.R., and Smith T.W.,2001.** Breeder age influences embryogenesis in broiler hatching eggs. *Poultry science*, 80:272-277.
- Peebles E.D., Burnham M.R., Gardner C.W., Brake J., Bruzual J.J., and Gerard P.D., 2001.** Effect of incubational humidity and hen age on embryo composition in broiler hatching eggs from young breeders. *Poultry science*, 80:1299-1304.
- Peebles E.David., Keirs Robert W., Bennett Liloyd W., Cummings Timothy S., Whitmarsh Shron K., and Gerard P.D., 2004.** Relationship among post-hatch physiological parameters in broiler chicks hatched from young breeder hen and subjected to delayed brooding placement. *International journal of poultry science*, 3 (9):578-585.
- Picoux J.B., 2004.** Le monde animal, réservoir de maladies émergentes pour l'animal. Communication lors d'une conférence présentée le 1 juillet 2004 (les sciences pour vous).
- Pieskus J., Pia Franciosini M., Casagrande Proietti P., Reich F., Kazeniauskas E., Butrimaite-Ambrozevicienne C., Mauricas M., and Bolder N., 2008.** Preliminary investigations on *salmonella spp*, incidence in meat chicken farms in Italy, Germany, Lithuania and Netherlands. *International journal of poultry science*, 7(8): 813-817.
- Rao V., and Chauhan H.V., 1987.** The pathology and pathogenesis of salmonella Stanley infection in experimental chicks. *Research in veterinary science*, 42(3): 287-293.
- Reis L.H., Gama L.T., and Chaveiro S., 1997.** Effect of short storage conditions and broiler age on hatchability, hatching time, and chick weight. *Poultry science*, 79:827-830.
- Rehault S., Anton M., Nau F., Gautron J., et Nys Y., 2007.** Les activités biologiques de l'œuf. *INRA productions animales*, 20 : (4) 337-348.
- Ruan G.P., Ma L., Menq X.J., Wang X.N., Lin Y., Wu Z.Q., He X.W., Wang J.F., and Zhou Y., 2007.** Quantification of antibody IgY titers in hen eggs following immunization and the use in detecting cell surface molecules on nitro cellulose membranes. *Journal of immunoassay & immunochimistry*, 28(1): 35-45.
- Russel S.M., 2003.** The effect of electrolyzed oxidative water applied using pathogenic and indicator bacteria on the surface of eggs. *Poultry science*, 82:158-162.
- Sattar Khan M.A., Nakamura S., Ogawa M., Akita E., Azakami H., and Kato A., 2000.** Bacterial action of egg yolk Phosvitine against *Escherichia coli* under thermal stress. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48(5): 1503-1506.
- Shin J.H., Yang M., Nam S.W., Kim J.T., Myung N.H., Bang W.G., and Roy I.H., 2002.** Use of egg yolk-derived immunoglobulin as an alternative to antibiotic treatment for control of *Helicobacter pylori* infection. *Clinical and diagnostic laboratory immunology*, 95(5): 1061-6.
- Sklan D., 2001.** Development of the digestive tract of poultry. *World's poultry science journal*, 57: 415-428.
- Sklan D., 2003.** Fat and carbohydrate use in posthatch chicks. *Poultry science*, 82: 117-122.

- Stoleson S.H., and Beissinger S.R., 1999.** Egg viability as a constraint on hatching synchrony at high ambient temperature. *Journal of animal and ecology*, 68: 951-962.
- Stordeur P., et Mainil J., 2002.** Les colibacilloses aviaires. *Les annales de médecine vétérinaire*.146, 11-18.
- Suarez M.E., Wilson H.R., Mather F.B., Wilcox C.J., and Mc Pherson B.N., 1997.** Effect of strain and age of the broiler breeder female on incubation time and chick weight. *Poultry science*, 76: 1029-1036.
- Tona K., Onagbesan O.M., Jego Y., Kamers B., Decuypere E., and Bruggeman V., 2004.** Comparison of embryo physiological parameters during incubation, chick quality, and growth performance of three lines of broiler breeders differing in genetic composition and growth rate. *Poultry science*, 83:507-513.
- Tona K., Bamelis F., De Ketelaere B., Bruggeman V., Moraes V.M., Buyse J., Onagbesan O.M., Decuypere E., 2003.** Effect of egg storage time on spread of hatch, chick quality and chick juvenile growth. *Poultry science*, 82: 736-741.
- Tona K., Kemps B., Bruggeman V., Bamelis F., De Smith L., Onagbesan., De B aeremaeker J., and Decuypere E., 2005.** Comparison of three lines of broiler breeders differing in ascites susceptibility or growth rate .1. Relationship between acoustic resonance data and embryonic or hatching parameters. *Poultry science*, 84:1439-1445.
- Tona K., Onagbesan O.M., Jego Y., Kamers B., Decuypere E., and Bruggeman V., 2004.** Comparison of embryo physiological parameters during incubation, chick quality, and growth performance of three lines of broiler breeders differing in genetic composition and growth rate. *Poultry science*, 83:507-513.
- Uni Z., Noy Y., and Sklan D., 1999.** Post hatch development of small intestinal function in the poult. *Poultry science*, 78: 215-222.
- Uni Z., Smirmov A., and Sklan D., 2003.** Pre and posthatch development of goblet cells in the small intestine: effect of delayed access to feed. *Poultry science*, 82: 320-327.
- Valenti P., Antonini G., Von Hunolstein C., Visa P., Orsi N., and Antonini E., 1983.** Studies on the antimicrobial activity of ovotransferrin. *International journal of Tissue Reactions*, 5(1): 97-105.
- Venkitanarayanan K.S., Ezeike G.O., Hung V.C., and Doyle M.P., 1999.** Inactivation of *Escherichia coli* O157:H7 and *Listeria monocytogenes* on plastic chicken cutting board by electrolyzed oxidizing water. *Journal of Food protection*, 62(8): 857-860.
- Villate D., 2001.** Maladies des volailles, 2eme édition France agricole, 55-56 et 236-269.
- White D.G., Wilson R.A., San Gabriel A., Saco M., and Whittham T.S., 1990.** Genetic relationships among strains of avian *Escherichia coli* associated with swollen head syndrome. *Infection and immunity*, 58, 3613-3620.
- Wilson D.J., Gabriel E., Leatherbarrow A.L.H., Cheesbrough J., Gee S., Bolton E., Fox A., Anthony Hart C., Diggle P.J., and Fearnhead P., 2008.** Rapid evolution and the importance of recombination to the gastro enteric pathogen campylobacter jejuni. *Molecular biology and evolution*, 26(2): 385-397.
- Wilson H.R., Neuman S.L., Eldred A.R., and Mather F.B., 2003.** Embryonic malpositions in broiler chickens and bob-white quail. *Journal applied of poultry research*, 12: 14-23.
- Wineland M.J., Christensen V.L., Yildrum I., Fairchild B.D., Mann K.M., and Ort D.T., 2006.** Incubator temperature and oxygen concentration at the plateau stage in oxygen consumption affects intestinal maturation of broiler chicks. *International journal of poultry science* 5 (3):229-240.
- Wineland M.J., Christensen V.L., Yildrum I., Fairchild B.D., Ort D.T., and Mann K.M., 2006.** Incubator environment interacts with genetic line of broiler at the plateau stage to affect embryo plasma thyroxin and triiodothyronine concentrations. *International journal of poultry science*, 5(8): 714-722.
- Wolanski N.J., Renema R.A., Robinson F.E., Carney V.L., and Fancher B.I., 2007.** Relationships among egg characteristics, chick measurements and early growth traits in ten broiler breeder strains. *Poultry science*, 86:1784-1792.
- Yalcin S., çabuk M., Bruggeman V., Babacanoglu E., Buyse J., Decuypere E., and Siegel P.B., 2008.** Acclimation to heat during incubation.1.Embryonic morphological traits, blood biochemistry, and hatching performance. *Poultry science* 87: 1219-1228.
- Yassin H., Velthuis A.G.J., Boerjan M., Van Riel J., and Huirne R.B.M., 2008.** Field study on broiler eggs hatchability. *Poultry science*, 87:2408-2417.

- Yegani M., and Korver D.R., 2008.** Factors affecting intestinal health in poultry. *Poultry science*, 87: 2052-2063.
- Yogarathnam V, 1995.**, analysis of the causes of high rates of carcass rejection at a poultry processing plant. *The veterinary record*, (9): 215-217.
- 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): 677-684.
- Zhou H., Gong J., Brisbin J.T., Yu H., Sanei B., Sabour P., and Sharif S., 2007.** Appropriate chicken sample size for identifying the composition of broiler intestinal microbiota affected by dietary antibiotics, using the polymerase chain reaction - denaturing gradient gel electrophoresis technique. *Poultry science*, 86: 2541-2549.
- Zhou Q., Gu CQ., Hu X.Y., Wang D.H., Li X.M., Zhou SQ., and Cheng F., 2007.** Role of interleukin-6 in the pathogenesis of avian model of *Staphylococcus Aureus* arthritis. *Poultry science*, 86:1245-1250.
- http://www.oie.int/fr/normes/mcode/fr_chapitre_1.6.3.pdf, O.I.E., 2008 Procédures d'hygiène et de sécurité sanitaire dans les élevages de volailles reproductrices et les couvoirs. Chapitre 6.3. Code sanitaire pour les animaux terrestres. Consulté le 20 Mars 2009.
- http://www.asaim-europe.org/pdf/biosecurity_f.pdf Biosécurité et meilleures pratiques de gestion aux Etats unis et en Europe occidentales pour la prévention et le contrôle des maladies infectieuses dans les élevages de reproduction et les couvoirs .Consulté le 25 décembre 2008.
- http://www.itavi.asso.fr/economie/eco_filiere/volailles.php?page=conso. Évolution de la consommation des volailles, ITAVI 2009. Consulté le 17 avril 2009.
- <http://www.office-elevage.fr/publications/marche2007/Volaille/Vol-monde.pdf> Le marché des produits avicoles dans le monde, 2007. Consulté le 28 Novembre 2008.
- www.caducee.net/breves/breve.asp?idb=3457&mots=all la salmonelle et le campylobacter en ce qui concerne l'intoxication s ... Source : OMS 25-28 février 2002 Première Conférence paneuropéenne consulté le 15 novembre 2008.
- [http://who.int/entity/foodsafety/fs_management/...](http://who.int/entity/foodsafety/fs_management/) programmes de lutte contre les salmonelles en fonction des risques locaux liés à ... Une évaluation des risques conduite par la FAO et OMS, 2007. Consulté le 15 novembre 2008
- <http://www.itavi.asso.fr/elevage/sanitaire/ref/charte2003.pdf> La charte de la qualité SNA dans les couvoirs

ANNEXE 1

ANALYSE STATISTIQUE

StatBox 7.1 - Comparaison de 2 proportions - 01/07/2009 à 22:27:37

TAUX D'ÉCLOSION AU COUVOIR A

SERIE A

Effectif 1 : 10850 / Total 1 = 13500

Effectif 2 : 11880 / Total 2 = 13500

[Test z pour 2 proportions](#)

Test z pour 2 proportions :

Test z pour 2 proportions / Test bilatéral

Remarque : la loi binomiale est approximée par la loi normale

Valeur observée de la statistique z : -17,179

P-value associée : 0,000

Le test étant bilatéral, la p-value est comparée au seuil de signification $\text{Alpha}/2$: 0,025

Valeur critique de la statistique z : 1,960

Conclusion :

Au seuil de signification total Alpha : 0,050 on peut rejeter l'hypothèse nulle d'égalité des proportions. Autrement dit, la différence entre les proportions est significative

SERIE B

Effectif 1 : 10975 / Total 1 = 13500

Effectif 2 : 11475 / Total 2 = 13500

[Test z pour 2 proportions](#)

Test z pour 2 proportions :

Test z pour 2 proportions / Test bilatéral

Remarque : la loi binomiale est approximée par la loi normale

Valeur observée de la statistique z : -8,129

P-value associée : 0,000

Le test étant bilatéral, la p-value est comparée au seuil de signification $\text{Alpha}/2$: 0,025

Valeur critique de la statistique z : 1,960

Conclusion :

Au seuil de signification total Alpha : 0,050 on peut rejeter l'hypothèse nulle d'égalité des proportions. Autrement dit, la différence entre les proportions est significative

TAUX DE MORTALITE AU COUVOIR A

Effectif 1 : 1382 / Total 1 = 13500

Effectif 2 : 1185 / Total 2 = 13500

[Test z pour 2 proportions](#)

Test z pour 2 proportions / Test bilatéral

Test z pour 2 proportions :

Remarque : la loi binomiale est approximée par la loi normale

Valeur observée de la statistique z : 4,087

P-value associée : 21,82E-06

Le test étant bilatéral, la p-value est comparée au seuil de signification Alpha/2 : 0,025

Valeur critique de la statistique z : 1,960

Conclusion :

Au seuil de signification total Alpha : 0,050 on peut rejeter l'hypothèse nulle d'égalité des proportions. Autrement dit, la différence entre les proportions est significative

TAUX D'ECLOSION AU COUVOIR B

SERIE A

Effectif 1 : 11900 / Total 1 = 16800

Effectif 2 : 12600 / Total 2 = 16800

[Test z pour 2 proportions](#)

Test z pour 2 proportions :

Test z pour 2 proportions / Test bilatéral

Remarque : la loi binomiale est approximée par la loi normale

Valeur observée de la statistique z : -8,593

P-value associée : 0,000

Le test étant bilatéral, la p-value est comparée au seuil de signification Alpha/2 : 0,025

Valeur critique de la statistique z : 1,960

Conclusion :

Au seuil de signification total Alpha : 0,050 on peut rejeter l'hypothèse nulle d'égalité des proportions. Autrement dit, la différence entre les proportions est significative

SERIE B

Effectif 1 : 12830 / Total 1 = 15690

Effectif 2 : 13650 / Total 2 = 15690

Test z pour 2 proportions

Test z pour 2 proportions :

Test z pour 2 proportions / Test bilatéral

Remarque : la loi binomiale est approximée par la loi normale

Valeur observée de la statistique z : -12,752

P-value associée : 0,000

Le test étant bilatéral, la p-value est comparée au seuil de signification $\text{Alpha}/2$: 0,025

Valeur critique de la statistique z : 1,960

Conclusion :

Au seuil de signification total Alpha : 0,050 on peut rejeter l'hypothèse nulle d'égalité des proportions. Autrement dit, la différence entre les proportions est significative

TAUX DE MORTALITE AU COUVOIR B

Effectif 1 : 2574 / Total 1 = 16800

Effectif 2 : 1078 / Total 2 = 15690

Test z pour 2 proportions

Test z pour 2 proportions :

Test Z pour 2 proportions / Test bilatéral

Remarque : la loi binomiale est approximée par la loi normale

Valeur observée de la statistique z : 24,099

P-value associée : 0,000

Le test étant bilatéral, la p-value est comparée au seuil de signification $\text{Alpha}/2$: 0,025

Valeur critique de la statistique z : 1,960

Conclusion :

Au seuil de signification total Alpha : 0,050 on peut rejeter l'hypothèse nulle d'égalité des proportions .Autrement dit, la différence entre les proportions est significative

TAUX D'ECLOSION AU COUVOIR C

SERIE A

Effectif 1 : 13580 / Total 1 = 16000

Effectif 2 : 14080 / Total 2 = 16000

[Test z pour 2 proportions](#)

Test z pour 2 proportions :

Test z pour 2 proportions / Test bilatéral

Remarque : la loi binomiale est approximée par la loi normale

Valeur observée de la statistique z : -8,163

P-value associée : 0,000

Le test étant bilatéral, la p-value est comparée au seuil de signification $\text{Alpha}/2$: 0,025

Valeur critique de la statistique z : 1,960

Conclusion :

Au seuil de signification total Alpha : 0,050 on peut rejeter l'hypothèse nulle d'égalité des proportions. Autrement dit, la différence entre les proportions est significative

SERIE B

Effectif 1 : 18240 / Total 1 = 22320

Effectif 2 : 19195 / Total 2 = 22320

[Test z pour 2 proportions](#)

Test z pour 2 proportions :

Test z pour 2 proportions / Test bilatéral

Remarque : la loi binomiale est approximée par la loi normale

Valeur observée de la statistique z : -12,286

P-value associée : 0,000

Le test étant bilatéral, la p-value est comparée au seuil de signification $\text{Alpha}/2$: 0,025

Valeur critique de la statistique z : 1,960

Conclusion :

Au seuil de signification total Alpha : 0,050 on peut rejeter l'hypothèse nulle d'égalité des proportions. Autrement dit, la différence entre les proportions est significative

TAUX DE MORTALITE AU COUVOIR C

Effectif 1 : 1447 / Total 1 = 16000

Effectif 2 : 1127 / Total 2 = 22320

[Test z pour 2 proportions](#)

Test z pour 2 proportions :

Test z pour 2 proportions / Test bilatéral

Remarque : la loi binomiale est approximée par la loi normale

Valeur observée de la statistique z : 15,405

P-value associée : 0,000

Le test étant bilatéral, la p-value est comparée au seuil de signification $\text{Alpha}/2$: 0,025

Valeur critique de la statistique z : 1,960

Conclusion :

Au seuil de signification total Alpha : 0,050 on peut rejeter l'hypothèse nulle d'égalité des proportions. Autrement dit, la différence entre les proportions est significative

ANNEXE 2

RECOMMANDATION EUROPEENNE ET COMPARAISON AVEC L'ALGERIE DES NORMES MICROBIOLOGIQUES QUALIFIANT UNE EAU POTABLE.

GERMES	UNITES	DIRECTIVE CEE	NORMES ALGERIE
Coliformes totaux	u/100 ml	0	<10
Coliformes thermotolérants	u/100 ml	0	0
Streptocoques fécaux	u/100 ml	0	0 (u/50 ml)
Spores de bactéries sulfitoréductrices	u/20 ml	-	<5
Germes totaux à 37°C (24H)	u/ml	10	<20
à 22°C (72H)	u/ ml	100	<100
Salmonelles	u/5 l	-	-
Staphylocoques pathogènes	u/100 ml	-	-
Entérovirus	u/10 l	-	-
Bactériophages fécaux	u/50 ml	-	-

Normes Européenne selon le décret N° 90-363 du 5 avril 1995.

Normes Algérienne selon l'arrêté interministériel du 24 janvier 1998 modifiant et complétant l'arrêté du 23 juillet 1994.

ANNEXE 3

ILLUSTRATION DES DIFFERENTES SOUS ESPECES DE L'ESPECE
SALMONELLA ENTERICA (OIE, 2005)

SOUS-ESPECE	NOM	ANCIENNE NOMENCLATURE	NOUVELLE NOMENCLATURE
I	<i>S.enterica enterica</i>	Sous espèce	Sous espèce
II	<i>S.enterica salamae</i>	Sous espèce	Sous espèce
III a	<i>S.enterica arizonae</i>	Sous espèce	Sous espèce
III b	<i>S.enterica diarizonae</i>	Sous espèce	Sous espèce
IV	<i>S.enterica houtenae</i>	Sous espèce	Sous espèce
V	<i>S.enterica bongori</i>	Sous espèce	Espèce (2eme)
VI	<i>S.enterica indica</i>	Sous espèce	Sous espèce

ANNEXE 4
JOURNAL OFFICIEL DE LA REPUBLIQUE ALGERIENNE N° 36
7 Rabie Ethani 14248 /juin 2003

MINISTERE DE L'AGRICULTURE ET DU DEVELOPPEMENT RURAL

Arrêté interministériel du 17 Dhou El Kaada 1423 correspondant au 20 janvier 2003 définissant les mesures de prévention et de lutte spécifiques aux salmonelloses aviaires à *Salmonella enteritidis*, *typhimurium*, *typhi*, *arizona*, *dublin*, *paratyphi* et *pullorum gallinarum*.

Le ministre de la santé, de la population et de la réforme hospitalière, Le ministre du commerce, Le ministre de l'agriculture et du développement rural,

Vu le décret présidentiel n°02-208 du 6 Rabie Ethani 1423 correspondant au 17 juin 2002 portant nomination des membres du Gouvernement ;

Vu le décret exécutif n° 90-12 du 1er janvier 1990, modifié et complété, fixant les attributions du ministre de l'agriculture ;

Vu le décret exécutif n° 94-207 du 7 Safar 1415 correspondant au 16 juillet 1994 fixant les attributions du ministre du commerce ;

Vu le décret exécutif n° 95-66 du 22 Ramadhan 1415 correspondant au 22 février 1995, modifié et complété, fixant la liste des maladies animales à déclaration obligatoire et les mesures générales qui leur sont applicables;

Vu le décret exécutif n° 96-66 du 7 Ramadhan 1416 correspondant au 27 janvier 1996 fixant les attributions du ministre de la santé et de la population ;

Vu l'arrêté interministériel du 1er septembre 1984 portant institution d'un comité national et des comités de wilaya de lutte contre les zoonoses ;

Vu l'arrêté interministériel du 14 Safar 1415 correspondant au 23 juillet 1994, modifié et complété, relatif aux spécifications microbiologiques de certaines denrées alimentaires ;

Vu l'arrêté interministériel du 25 Chaoual 1415 correspondant au 27 mars 1995 définissant les mesures générales de prévention en élevage avicole ;

Arrêtent :

Article 1er. — En application des dispositions de l'article 3 du décret exécutif n° 95-66 du 22 Ramadhan

1415 correspondant au 22 février 1995, modifié et complété, susvisé, le présent arrêté a pour objet de fixer les mesures de prévention et de lutte spécifiques aux salmonelloses à *salmonella enteritidis*, *typhimurium*, *typhi*, *arizona*, *dublin*, *paratyphi* et *pullorum galinarum*.

Art. 2. — Sont reconnus atteints de salmonelloses à *salmonella enteritidis*, *typhimurium*, *typhi*, *arizona*, *dublin*, *paratyphi* et *pullorum gallinarum* :

- a) les sujets, poussins ou adultes, sur lesquels a été isolé l'un de ces germes, quel que soit le type de production ;
- b) les sujets adultes ayant une sérologie positive avec une bactériologie positive de :
 - la litière (prélèvement effectué autour des abreuvoirs) ;
 - l'eau de boisson (contenue dans les abreuvoirs) ;
 - les fientes (prélèvement effectué sur fond de cage) ;
 - le duvet des poussins à l'éclosion.

c) les œufs sur lesquels le germe a été isolé.

Art. 3. — Dès la confirmation de l'une des salmonelles citées à l'article 2 ci-dessus, le vétérinaire est tenu d'en faire immédiatement la déclaration à l'inspection vétérinaire de wilaya et à l'autorité vétérinaire nationale, conformément à la réglementation en vigueur.

Art. 4. — A l'exception de la salmonellose à *salmonella pullorum gallinarum*, dès la confirmation de l'une des salmonelloses citées à l'article 2 ci-dessus, l'inspecteur vétérinaire de wilaya est tenu d'informer le directeur du commerce et le directeur de la santé territorialement compétents.

Art. 5. — Sur proposition de l'inspecteur vétérinaire de wilaya, le wali déclare l'infection par arrêté et édicte les mesures sanitaires suivantes :

1) A l'égard des animaux de l'exploitation :

— séquestration de l'élevage ;

— si le cheptel avicole est constitué de poussins, la destruction et l'incinération doivent être immédiates ;

— si le cheptel avicole est constitué de sujets adultes, l'abattage sanitaire est ordonné et doit être effectué sous huitaine, au niveau d'un abattoir agréé ;

— en présence de salmonellose à *salmonella pullorum gallinarum*, la viande issue de cet abattage pourra être livrée à la consommation humaine à condition que le transport de cette viande soit effectué en véhicule réfrigéré, étanche et sous couvert d'un laissez-passer délivré par l'inspecteur vétérinaire de wilaya ou de son représentant dûment mandaté, pour éviter toute propagation des germes.

— en présence de salmonellose à *salmonella enteritidis*, *typhimurium*, *typhi*, *arizona*, *dublin* et *paratyphi*, sur demande de l'éleveur et sous contrôle officiel, les produits issus de cet abattage ne pourront être livrés à la consommation humaine que s'ils ont subi un traitement thermique à une température de 65°C pendant 10 mn au minimum et que les résultats d'analyses *a posteriori* en matière de salmonelloses soient négatifs conformément aux dispositions de l'arrêté interministériel du 14 Safar 1415 correspondant au 23 juillet 1994, susvisé ;

— les véhicules ayant transporté le cheptel avicole concerné, avant et après abattage, doivent être désinfectés immédiatement après utilisation ;

— la destruction de tous les œufs issus de cet élevage sauf en cas de présence de salmonellose à *salmonella pullorum gallinarum* où les œufs seront autorisés à la consommation humaine.

2/ A l'égard des œufs à couver et des poussins éclos dans un couvoir :

— séquestration du couvoir ;

— arrêt de l'incubation de ces œufs ;

— destruction de tous les œufs et de tous les poussins éclos.

Art. 6. — Une enquête épidémiologique doit être effectuée par l'inspection vétérinaire de wilaya afin de détecter l'origine de l'infection.

Art. 7. — La remise en exploitation des bâtiments d'élevage et d'accouaison ne pourra avoir lieu que si une désinfection des murs, du sol et de tout le matériel d'élevage a été effectuée, que ces infrastructures ont été

vidées pendant un (1) mois et qu'un contrôle bactériologique de cette désinfection sur des prélèvements de surface sur les murs et le matériel d'élevage s'est révélé négatif.

Art. 8. — Le traitement anti-infectieux du cheptel avicole reconnu atteint de salmonellose à *salmonella enteritidis, typhimurium, typhi, arizona, dublin, parathyphi* et *pullorum gallinarum*, est interdit.

Art. 9. — Lorsque toutes les mesures sanitaires prescrites ont été effectuées, l'inspecteur vétérinaire de wilaya ou son représentant dûment mandaté, s'assure de leur exécution, en particulier la désinfection, le contrôle bactériologique et l'extinction du foyer. L'inspecteur vétérinaire de wilaya adresse un rapport au wali et à l'autorité vétérinaire nationale déclarant la fin de l'infection qui sera prononcée par arrêté du wali conformément à la réglementation en vigueur.

Art. 10. — Le présent arrêté sera publié au *Journal officiel* de la République algérienne démocratique et populaire.

Fait à Alger, le 17 Dhou El Kaada 1423 correspondant au 20 janvier 2003.

Le ministre de la santé, de la population et de la réforme hospitalière

Abdelhamid ABERKANE

Le ministre de l'agriculture et du développement rural

Saïd BARKAT

Le ministre du commerce

Noureddine BOUKROUH