

Université Abdelhamid Ibn
Badis-Mostaganem
Faculté des Sciences de la
Nature et de la Vie



جامعة عبد الحميد بن باديس
مستغانم
كلية علوم الطبيعة و الحياة

DEPARTEMENT DES SCIENCES AGRONOMIQUES

LABORATOIRE DE PHYSIOLOGIE ANIMALE APPLIQUEE -LPAA-

Mémoire de fin d'études

Présenté par

SAIDANE ZOHRA

Pour l'obtention du diplôme de

Master 2

En SCIENCES AGRONOMIQUES

Spécialité : **GENETIQUE ET REPRODUCTION ANIMALE**

Thème

INCIDENCE DU MICROBISME SUR LA PRODUCTIVITE AVIAIRE DANS LA FILIERE CHAIR.

Soutenu publiquement le : 03/07/2018

Devant le Jury composé de :

HALBOUCHE Miloud	Professeur	Président	Université de Mostaganem
CHERIGUENE Abderrahim	Professeur	Examineur	Université de Mostaganem
BAHRI Fouad	Professeur	Encadreur	Université de Mostaganem

"Je rends grâce à Dieu le Tout Puissant, le Miséricordieux, qui m'a aidé, gardé et protégé pour affronter toutes les difficultés.

REMERCIEMENTS

Je remercie chaleureusement toutes les personnes qui m'ont aidé pendant l'élaboration de ce mémoire.

Ce travail n'aurait pas été possible sans le soutien de mon Professeur **HALBOUCHE MILOUD** Que ce travail soit un témoignage de ma gratitude et mon profond respect.

A Mr le Professeur **CHERIGUENE Abderrahim** ; qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse .Qu'il trouve ici l'expression de nos sincères remerciements.

Je remercie également mon encadreur le Professeur **BAHRI FOUAD**, pour son intérêt et son soutien, sa grande disponibilité et ses nombreux conseils durant la rédaction de cette étude.

Mes sincères remerciements et ma gratitude vont aussi à Docteur **KEBIR AHMED** de m'avoir accepté au laboratoire LVRM où j'ai effectué une partie importante et déterminante de ma recherche et de ma formation.

Ce travail n'aurait pu être mené à bien sans la disponibilité et l'accueil chaleureux que m'a témoignés le personnel des laboratoires, Je tiens à remercier MR **BENBOUZIANE Djilali** technicien au laboratoire de la microbiologie n°3 pour son aide précieuse et sa générosité.

Tu es une personne positive et souriante qui me fait beaucoup rire, surtout ne change pas.

Je remercie également Madame **Hafida** technicienne au labo n°1, et Mr **KHOUSSA Abdallah** directeur du laboratoire d'autocontrôle « GAO » pour les conseils que vous m'avez donné.

un grand merci à Mme **Samira** ; biologiste au laboratoire LVRM, à DR **SEBAI Ali**, à Mr **ZITOUNI Nasreddine** directeur d'unité de l'URC AIN TADELSS à Mr **HAMMOU** Nouredine chef de centre « SOUR » qui m'ont apporté une plus-value inappréciable et déterminante dans l'achèvement de l'étude, de m'avoir fourni des documents précieux pour avancer dans cette recherche.

J'adresse mes remerciements les plus sincères à **Mourad BOUADJJDJ** pour sa disponibilité, ses conseils, ses encouragements et ses qualités humaines.

À tous les membres de ma famille sans aucune exception et à tous ceux et celle que ma réussite leur tient à cœur Merci infiniment grâce à vous tous j'ai donné vie, je l'espère, à ce récit.

Au terme de ce parcours, je remercie enfin celles et ceux qui me sont chers et que j'ai quelque peu délaissés ces derniers mois pour achever ce mémoire. Leurs attentions et encouragements m'ont accompagné tout au long de ces mois.

Enfin, j'ai une pensée toute particulière pour ma grand-mère, dont la mémoire partagée n'est pas étrangère à mon goût pour la vie.

DEDICACES

Aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour, l'estime, le dévouement et le respect que j'ai toujours eu pour mes parents. Rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être. Ce travail est le fruit de vos sacrifices que vous avez consentis pour mon éducation et ma formation.

A

A mon très cher mari ;

Quand je t'ai connu, j'ai trouvé l'homme de ma vie, mon âme sœur et la lumière de mon chemin.

Ma vie à tes cotés est remplie de belles surprises.

Tes sacrifices, ton soutien moral et matériel, ta gentillesse sans égale, ton profond attachement m'ont permis de réussir mes études.

Sans ton aide, tes conseils et tes encouragements ce travail n'aurait vu le jour.

Que dieu réunisse nos chemins pour un long commun serein et que ce travail soit témoignage de ma reconnaissance et de mon amour sincère et fidèle.

A

Mes belles princesses ; Vous avez toujours voulu que votre maman aille loin dans les études.

Daigne ce travail vous comble dans vos attentes. Merci pour vos soutiens.

Résumé

Cette étude a été inspirée des problèmes rencontrés dans l'industrie avicole et illustre l'importance des connaissances techniques, hygiénique et sanitaires vis-à-vis des germes nuisibles en vue d'améliorer la santé des animaux et par conséquent la rentabilité de l'élevage. Dans la première partie, ce travail dresse une étude bibliographique sur la reproduction et production de poulet, la maîtrise de l'ambiance dans les bâtiments d'élevage et enfin les principales influences du microbisme sur la productivité en aviculture. La deuxième partie de ce travail vise à mieux décrire les nuisances des germes recherchés dans l'air et les surfaces à savoir les salmonelles, les entérobactéries les staphylocoques et pseudomonas sur la viabilité du cheptel, le taux de ponte et l'éclosabilité des OAC au couvoir.

-En somme, cent quatre vingt quatre prélèvements ont été isolés sur les différents niveaux de la chaîne de reproduction (centre d'élevage, de reproduction et le couvoir), et il en ressort de cette étude que, La chute de production de poussins est le fait d'une baisse de production d'OAC cumulée, à une baisse de fertilité des œufs et à des mortalités embryonnaires suite à une circulation des germes pathogènes ayant une influence sur la viabilité des poussins.

Mots clefs : l'industrie avicole, le microbisme, le taux de ponte et l'éclosion des OAC.

Abstract

This study was inspired by the problems met in the poultry industry and illustrates the hygienic, technical importance knowledge towards damaging germs to improve the health of animals and consequently profitability the breeding.

In the first part, this work raises a bibliographical study on the reproduction and the production of chicken, the control of the atmosphere in rearing houses and finally the main influences of the microbism on the productivity in poultry farming.

The second part of this work aims at describing better the nuisances of germs looked for in the air and the surfaces to know salmonellas, enterobacteria, staphylococci and pseudomonas on the viability of the livestock of heavyweight and the outbreak of the hatching eggs in the hatchery.

As matter of fact, one hundred and eighty four takings were isolated on the various levels of the chain of reproduction (center of breeding, reproduction and the hatchery), it emerges from

this study that the fall production of chicks is the fact of a fall in production of accumulated of the hatching eggs, in the reduction in fertility off eggs and in embryonic mortalities further to a traffic of pathogenic germs having influence on the viability of the chicks.

Face à ce constat clinique, nous nous sommes incités à réaliser des analyses bactériologiques pour mettre en évidence les germes pathogènes tels que les entérobactéries, les salmonelles, Les staphylocoques responsables d'une part de cette mortalité.

Keys words: poultry industry, microbism, rate of heavyweight, hatching eggs.

ملخص

استلهمت هذه الدراسة من المشاكل التي واجهتها في صناعة الدواجن ويوضح أهمية المعرفة التقنية والصحية للكائنات الدقيقة الضارة من أجل تحسين صحة الحيوانات وبالتالي ربحية الدواجن .
في الجزء الأول ، يرسم هذا العمل دراسة بيليوغرافية عن استنساخ الدجاج وإنتاجه ، والتحكم في الجو في مباني الماشية وأخيراً التأثيرات الرئيسية للمكروبات على الإنتاجية في تربية الدواجن .
يهدف الجزء الثاني من هذا العمل إلى وصف أفضل للإزعاج من الجراثيم المطلوبة في الهواء والسطوح وهي السالمونيلا ، البكتيريا المعوية ، المكورات العنقودية والزائفة على قابلية القطيع ، ومعدل الأبيضة وإفساد بيض التفريخ في المفرخات .
باختصار ، تم عزل مائة وأربعة وثمانين عينة على مستويات مختلفة من سلسلة التربية (مراكز التربية والتكاثر والتفريخ) ، وتظهر هذه الدراسة أن انخفاض إنتاج الفرخ هو انخفاض إنتاج بيض التفريخ التراكمي ، وانخفاض معدل وفيات البيض والوفيات الجنينية بسبب تداول العوامل الممرضة التي تؤثر على جدوى الكناكيت .
الكلمات الدالة: صناعة الدواجن ، الميكروبوسية ، معدل بيض البيض وفتحة البيض . .

TABLE DES MATIERES

Résumé

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Glossaire

	Pages
I-introduction.....	01
II-Etude bibliographique.	02
1-Site d'étude.....	02
2-La reproduction et production de poulet.....	03
2.1-Les bases anatomiques et physiologiques des volailles.....	03
2.1.1-Le gamète femelle «mature».....	04
2.1.1.1-l'ovogenèse de la poule.....	04
2.1.2- Le gamète mâle.....	06
2.1.3-Le devenir des spermatozoïdes dans les voies femelles.....	07
2.2-Anatomie de l'appareil reproducteur femelle.....	08
2.3-Anatomie de l'appareil reproducteur mâle.....	11
3-Mécanismes de la fécondation.....	13
3.1-Fusion cellulaire, pronucleï et syngamie.....	13
4-L'élevage et la production aviaire.....	14
4.1- Situation de l'élevage aviaire.....	14
5-Vide sanitaire et désinfection des bâtiments.....	16
5.1-Hygiène des locaux.....	16
5.1.1-Techniques autorisées.....	16
6-Conduite de l'élevage.....	17
6.1.1-la température.....	17
6.1.2- Ventilation.....	18
6.2- période d'élevage.....	20
6.2.1-Élevage des coqs.....	21
6.2.2-La recharge.....	22
6.2.3-La recharge et la démarche sanitaire.....	23

7-Le microbisme.....	23
7.1-Définition.....	23
7.2-Principales origines du microbisme en aviculture.....	24
7.2.1-Micro-organismes capables de se multiplier dans le milieu extérieur.....	24
7.2.2-Micro-organismes se multipliant dans des organismes vivants.....	24
7.2.3-Influence des maladies infectieuses sur la reproduction.....	25
7.2.4-Affections bactériennes.....	26
7.2.4.1-Pullorose.....	26
7.2.4.2-Colibacillose.....	27
7.2.4.3-Pasteurellose.....	27
7.2.4.4-Infections à Pseudomonas.....	28
7.2.4.5-Staphylococcies.....	28
8-les mesures préventives contre les maladies aviaires.....	30
8.1-Prophylaxie sanitaire.....	30
8.1.1-L'hygiène.....	30
8.1.2-Les mesures de sécurité sanitaire.....	31
8.2-La prophylaxie médicale.....	32
9-La production de l'œuf au poussin.....	32
9.1-Production d'œufs.....	32
9.1.1-Contrôle du poids de l'œuf et qualité du poussin.....	33
9.1.2-Soins aux œufs à couvrir.....	33
9.1.3-Indication de possibles problèmes auxquels il faudra immédiatement remédier.....	33
9.1.4-Gestion du poids d'œuf.....	34
9.1.5-Conservation des nids propres.....	34
9.1.6-Ramassage des œufs.....	34
9.1.7-Stockage des OAC.....	35
9.1.8-l'hygiène de l'œuf.....	35
9.2.- Caractéristiques et constitution de l'œuf de poule.....	35
9.2.1-Composition anatomique de l'OAC.....	35
9.2.2-Principales anomalies de l'OAC.....	37
9.3-Production de poussins.....	39
10-Le Couvoir.....	39
10.1-Les étapes de fonctionnement dans un couvoir.....	39
10.1.1-Réception et tri des œufs.....	39

10.1.2-Stockage.....	39
10.1.3-Désinfection.....	40
10.1.4-Incubation.....	40
10.1.5-Transfert.....	40
10.1.6-Eclosion.....	41
10.1.7-Stockage et expédition.....	41
11-Développement embryonnaire.....	42
11.1-Les paramètres déterminant l'embryogénèse au niveau du couvoir.....	43
11.2-Microbisme de la coquille.....	45
11.3-Les facteurs de risque de contamination.....	47
11.3.1-Au couvoir.....	47
11.3.2-Les principales causes de mortalités embryonnaires.....	47
11.3.3-Dans l'élevage.....	48
III-Matériel et méthodes.....	50
III.1-Matériel.....	50
III.1.1-Description de la zone d'étude.....	50
III.1.2-Enquête.....	52
III.1.3-Matériel de prélèvement.....	52
III.1.4-Matériel d'analyses.....	53
III.2-Méthode.....	53
III.2.1-Sites et nombre de prélèvements.....	53
III.2.2 Moments de prélèvements.....	54
III.2.3-Techniques de prélèvements.....	55
III.2.3.1-Pour l'air ambiant.....	55
III.2.3.2-Pour les surfaces.....	55
III.2.4-Acheminement au laboratoire et conditionnement.....	55
III.2.5-Analyses bactériologiques.....	56
III.2.5.1-prospection des germes.....	56
III.2.5.2-Ensemencement et lecture.....	56
III.2.6-Examen macroscopique et purification.....	56
III.2.7-coloration Gram.....	57
III.2.8-Testes biochimiques.....	57
III.2.9-Testes sérologiques.....	57
IV-Résultats et discussion.....	59

IV.1-Unité d'élevage l'URC « SOUR ».....	59
IV.1.1-Analyse physique.....	59
IV.1.2-Analyses bactériologiques.....	61
IV.1.2.1-Recherche des salmonelles	61
IV.1.2.1.1-Examen macroscopique et microscopique.....	61
IV.1.2.1.2-Tests biochimique.....	63
IV.1.2.2-Recherches des entérobactéries	64
IV.1.2.3-Recherche des Staphylocoques aureus.....	65
IV.1.2.4-Identification des pseudomonas.....	66
IV.2-URC de Selahbia (Ain Tedless).....	71
IV.2.1-Analyse physique.....	71
IV.2.2-Analyses bactériologiques.....	73
IV.2.2.1-Recherche des salmonelles	73
IV.2.2.2-Recherches des entérobactéries	75
IV.2.2.3-Recherche des Staphylocoques aureus.....	76
IV.2.2.4-Identification des pseudomonas.....	77
IV.3-Le couvoir.....	82
IV.3.1-Recherche des salmonelles	82
IV.3.2-Recherches des entérobactéries	86
IV.3.3-Recherche des Staphylocoques aureus.....	89
IV.3.4-Recherche des pseudomonas.....	90
V-Conclusion.....	95
VI-Les perspectives.	97
Annexes.....	98
Les références	110

La liste des figures.....Pages

Figure n°1 : localisation de la commune de Mostaganem.....	02
Figure n°2 : Coupes transversales de glandes utéro-vaginales chez la poule.....	03
Figure n°3 : Système reproducteur de la poule adulte (1a-1b).....	04
Figure n°4 : l'ovogenèse de la poule.....	05
Figure n°5 : L'ovocyte de poule.....	06
Figure n°6 : Schéma de l'ultra structure d'un spermatozoïde de coq.....	07
Figure n°7 : Système reproducteur de la poule adulte.....	11
Figure n°8 : Anatomie du tractus génital mâle au repos et en période de reproduction.....	12
Figure n°9 : Fusion entre la membrane plasmique des spermatozoïdes et la membrane plasmique ovocytaire.....	14
Figure n° 10 : Conformation du bréchet pour les femelles.....	21
Figure n°11 : Taux d'éclosion par apport à la recharge des mâles.....	23
Figure n°12 : Aspect d'une atteinte d'une salmonellose.....	27
Figure n°13 : La pasteurellose volailles.....	28
Figure n°14 : Poulets présentant un torticolis.....	29
Figure n°15 : Maladie de Newcastle chez la poule.....	29
Figure n°16 : Ovarite hémorragique chez une poule atteinte De new castele.....	29
Figure n°17 : Les différentes tailles des OAC.....	34
Figure n° 18 : Représentation schématique d'une coupe longitudinale d'un œuf de poule	37
Figure n°19 : Œuf à couver idéal.....	38
Figure n°20 : présentation de l'œuf.....	38
Figure n°21 : Œufs déclassés.....	38
Figure n°22 : Étapes de fonctionnement d'un couvoir.....	42
Figure n°23 : Chronologie du développement embryonnaire du poussin.....	43
Figure n°24 : différence entre un œuf clair Et mortalité embryonnaire précoce.....	46
Figure n°25 : Différence entre un clair et fertile.....	46
Figure n°26 : Stades de mortalité précoce.....	46
Figure n°27 : Les principales étapes de fonctionnement au couvoir.....	49
Figure n°28 : Principe de la marche en avant circulation du personnel.....	49
Figure n°29 : Localisation par satellite de l'unité URC SOUR.....	51
Figure n°30 : Localisation par satellite de l'URC de Selahbia (Ain Tedless).....	51
Figure n°31 : Localisation par satellite du couvoir Ain nuissy.....	52
Figure n°32 : conduite de serotypage des salmonella.....	58
Figure n°33 : Plan de vaccination des reproducteurs appliqué au niveau d'URCSOUR.....	60
Figure n°34 : Une Courbe montrant le taux de mortalité au niveau du centre d'élevage.....	61
Figure n°35 : Observation macroscopique SUR SS au centre d'élevage.....	62
Figure n°36 : Observation microscopique sur SS et Hektoen au niveau d'URC SOUR.....	63
Figure n°37 : Observation macroscopique des entérobactéries au niveau d'URC SOUR.....	64

Suite la liste des figures	Pages
Figure n°38: Observation microscopique d' <i>Escherichia coli</i> « URC Sour ».....	64
Figure n°39: Observations macroscopiques des colonies de staphylocoques « URC Sour ».....	66
Figure n°40 : Observation microscopique des <i>Staphylococcus aureus</i> URC Sour.....	66
Figure n°41 : Observations macroscopiques des pseudomonas sur King A « URC Sour ».....	67
Figure n°42 : Observation microscopique des pseudomonas sur kingA « URCSour ».....	67
Figure n°43 : Observations macroscopiques des pseudomonas sur King B « URCSour ».....	68
Figure n°44 : Observation microscopique des pseudomonas sur le milieu sélectif King B « URCSour ».....	68
Figure n°45 : les performances globales des poulettes reproductrices du lot 1.....	71
Figure n°46 : La production globale et le taux d'éclosion du lot 2.....	72
Figure n°47 : Observations macroscopiques des colonies sur milieu SS « URC AIN TADELESS ».....	73
Figure n°48 : Observation microscopique des bactéries sur SS (URC AIN ADELESS)	74
Figure n°49: Observations macroscopiques des entérobactéries (URC AIN TADELESS).....	75
Figure n°50: Observation microscopique des entérobactéries (URC AIN TADELESS)	75
Figure n°51: Observations macroscopiques des colonies de <i>staphylocoques aureus</i>	77
Figure n°52 : Observation microscopique des colonies de <i>staphylocoques aureus</i>	77
Figure n°53 : Observations macroscopiques des colonies de Pseudomonas sur le milieu king A.....	78
Figure n°54 : Observation microscopique des pseudomonas « URC AIN TADELESS »	78
Figure n°55: Observations macroscopiques des colonies de Pseudomonas sur le milieu king B.....	80
Figure n°56 : Observation microscopique des pseudomonas le milieu king B.....	80
Figure n°57: Observations macroscopiques des <i>Salmonelles</i> sur milieux sélectifs (éclosoir 2).....	83
Figure n°58 : Observation microscopique des <i>salmonelles</i> après coloration de gram (éclosoir 2).....	83
Figure n°59: Observations macroscopiques des Salmonelles (éclosoir 1).....	84
Figure n°60 : Observation microscopique des salmonelles (éclosoir1).....	84
Figure n°61 : Résultats sur différents milieux composant une galerie biochimique classique.....	61
Figure n°62 : Recherche des antigènes somatiques des colonies isolées de l'éclosoir 2.....	68
Figure n°63 : Recherche des antigènes somatique O9.....	86
Figure n°64 : Recherche des antigènes flagellaires HMB.....	86
Figure n°65 : Observations macroscopiques des colonies des entérobactéries au couvoir.....	87
Figure n°66 : Observation microscopique des entérobactéries après coloration de gram.....	87
Figure n°67 : Résultats de l'identification biochimique au niveau du couvoir (S.T).....	88
Figure n°68 : Recherche des antigènes somatiques (S.T).....	88
Figure n°69 : Observations macroscopiques des colonies de <i>staphylocoques aureus</i>	89
Figure n°70 : Observation microscopique des colonies de <i>staphylocoques aureus</i> après coloration de Gram....	89
Figure n°71 : Observations macroscopiques des colonies des pseudomonas sur milieu king A.....	90
Figure n°72 : Observation microscopique des colonies des pseudomonas sur milieu king A.....	90
Figure n°73 : Observations macroscopiques des colonies des pseudomonas sur milieu king B.....	92
Figure n°74 : Observation microscopique des colonies des pseudomonas sur milieu king B.....	92

La liste des tableaux

Pages

Tableau n°1 : programmation de la mise en place.....	17
Tableau n°2 : Programme de température.....	18
Tableau n°3 : l'importance de l'homogénéité sur la conformation des mâles.....	22
Tableau n°4 : les germes trouvés dans le milieu extérieur.....	24
Tableau n°5 : le microbisme dans le milieu avicole.....	25
Tableau n°6 : Conséquences zootechniques des affections bactériennes.....	29
Tableau n°7 : Pertes dues aux dominantes pathologiques en aviculture	30
Tableau n°8 : programme de vaccination pour la reprochair.....	32
Tableau n°9 : Chronologies du développement embryonnaire du poussin.....	43
Tableau n°10 : Qualité de la coquille et pénétration bactérienne.....	46
Tableau n°11 : le taux de mortalité cumulé au niveau de centre d'élevage.....	61
Tableau n°12 : Résultats des examens macro et microscopique des colonies isolées sur le milieu SS au centre d'élevage.....	62
Tableau n°13 : Résultats des tests biochimiques des bactéries isolées du milieu SS au centre d'élevage.....	63
Tableau n°14 : Résultats des examens macro et microscopique des <i>E.coli</i> de L'URC SOUR.....	64
Tableau n°15 : Résultats des tests biochimiques des <i>E.coli</i> de l'URC SOUR.....	65
Tableau n°16 : Résultats des examens macroscopiques des prélèvements d'air et des surfaces pour la recherche des staphylocoques au SOUR.....	66
Tableau n°17 : Résultat des examens macroscopiques des prélèvements d'air et des surfaces pour la recherche des pseudomonas sur milieu King A « SOUR ».....	67
Tableau n°18 : Résultat des examens macroscopiques des prélèvements d'air et des surfaces pour la recherche des pseudomonas sur milieu King B « SOUR ».....	68
Tableau n°19 : Résultats des tests biochimiques des bactéries sur milieux King A et King B « SOUR ».....	69
Tableau 20 : Evaluation des germes recherchés à L'URC AIN TADLESS ».....	73
Tableau n°21 :Résultats des analyses bactériologiques de la recherche des salmonelles « L'URC AIN TADLESS »	73
Tableau n°22 : Résultats des tests biochimiques des colonies isolées sur SS« L'URC AIN TADLESS ».....	74
Tableau n°23 Résultat des examens macro et microscopique des <i>E. coli</i> « L'URC AIN TADLESS ».....	75
Tableau n°24 : Résultats des tests biochimiques des <i>E. coli</i> « L'URC AIN TADLESS ».....	76
Tableau n°25 : Résultats des examens macro et microscopiques des <i>Staphylococcus aureus</i> « L'URC AIN TADLESS ».....	76
Tableau n°26 : Résultat des examens macro et microscopiques de la recherche des pseudomonas sur le milieu king A « L'URC AIN TADLESS ».....	78
Tableau n°27 : Résultat des tests biochimiques des pesudomonas isolés sur le milieu king A au niveau de l'URC AIN ADLESS.....	79

Suite la liste des tableaux**Pages**

Tableau n°28 : Résultat des examens macro et microscopiques des pseudomonas isolés sur le milieu King B au niveau de l'URC AIN TADLESS.....	79
Tableau n°29: Résultat des tests biochimiques des pseudomonas isolés sur king B « l'URC AIN TADLESS »....	80
Tableau n°30: Résultats des analyses bactériologiques de la recherche des salmonelles au couvoir.....	83
Tableau n°31: Résultats des analyses bactériologiques de la recherche des salmonelles au couvoir.....	84
Tableau n°32: Résultats des tests biochimiques des salmonelles au couvoir.....	85
Tableau n°33 : Résultats d'examen macroscopique des entérobactéries au couvoir.....	87
Tableau n°34: Résultats des tests biochimiques des entérobactéries au couvoir.....	88
Tableau n°35 : Résultats des examens macro et microscopiques des Staphylocoques au couvoir.....	89
Tableau n°36: Résultat des examens macro et microscopiques des pseudomonas sur le milieu King A au couvoir.....	90
Tableau n°37 : montre les résultats des tests biochimiques des pseudomonas sur le milieu king A au couvoir.....	91
Tableau n°38 : Résultat des examens macro et microscopiques des pseudomonas sur le milieu king B au couvoir.....	91
Tableau n°39 : Résultats de l'identification biochimique des pseudomonas sur le milieu king B au couvoir.	92

Liste des abréviations

MPVI : Membrane Péri Vitelline Interne.

IA : Insémination Artificielle.

GUV : Glande Utero Vaginale.

CPG : Cellules Germinales Primordiales.

ORAVIO : Office Régional Avicole de l'Ouest.

VMO : Vitellin Membrane Outer.

Km : Kilomètre.

ADN : Acide Désoxyribonucléique.

ARN : Acide Ribonucléique.

OAC : Œufs A Couver.

ASA : Agent de Sureté Animale.

TRT: Turkey Rhinotracheitis Virus.

BI : Bronchite Infectieuse.

AI : Anémie Infectieuse-Influenza Aviaire.

URC : Unité de Reprochair (Unité de Reproduction Chair).

ml : Millilitre.

µl : microlitre.

Kda : kilo dalton « unité de mesure de masse moléculaire ».

HR : Humidité Relative.

F : Fahrenheit.

J : jours.

MCO : Micro-organisme.

Tx : Taux.

S : Semaines.

S.T : Salle de Tri.

GLOSSAIRE

Oviposition : Extériorisation du vagin au moment de la ponte.

Vitellus : Ensemble des réserves énergétiques de l'ovocyte utilisées par l'embryon au cours du développement embryonnaire.

Volaille : Oiseau domestique, appartenant généralement aux galliformes ou aux ansériformes, élevé pour sa chair et ses œufs, soit en basse-cour traditionnelle, soit en élevage industriel. Les espèces les plus courantes sont : l'oie, la dinde, la poule, le canard, la pintade, le chapon, la caille, le faisan et le pigeon.

Diurne : Se dit d'une naissance survenue entre le lever et le coucher du soleil.

Mesorchium : Repli péritonéal suspendant le testicule fœtal à la paroi dorsale de l'abdomen. Sa portion proximale donnera la partie vasculaire du cordon spermatique, sa partie caudale les ligaments épидидymaires et la vaginale testiculaire.

Proventricule : C'est un petit réservoir allongé et tubulaire qui prolonge l'œsophage, c'est le véritable estomac glandulaire des oiseaux.

Urodeum : Partie du cloaque des oiseaux qui reçoit les canaux déférents chez le mâle ou l'oviducte chez la femelle et l'urine par les uretères.

Protrusion : La Protrusion est l'état anormal d'un organe (ou d'une partie d'un organe) poussé en avant à la suite d'un processus pathologique (affection quelconque).

Hile : Le hile est la région d'un organe par où pénètrent ou sortent les nerfs et les vaisseaux.

Rete testis : Le rete testis est un réseau de canaux issus des tubes séminifères droits dans le mediastinum testis.

Leydig : Les cellules de Leydig, aussi nommées cellules interstitielles, contrôlent le développement et le maintien des caractères sexuels primaires et secondaires, et jouent un rôle dans le fonctionnement de l'appareil génital masculin et le comportement sexuel.

Diagnose : Une diagnose, en biologie, est une description scientifique, concise, permettant d'isoler un taxon (espèce, genre, famille, etc.), actuellement présent sur terre, ou connu par ses fossiles. La diagnose est généralement écrite en latin.

Ovarosalpingite : La salpingite est une inflammation des trompes de Fallope qui relie l'utérus aux ovaires.

I-Introduction

L'aviculture industrielle semble être une solution intéressante pour répondre aux besoins en protéines animales, toutefois, il reste qu'elle connaît souvent des pertes (mortalités en poulets) et des contre performances trop importantes parfois calamiteuses; compromettent la rentabilité et la qualité des productions. Les maladies infectieuses, virales ou bactériennes, entraînent chez les reproducteurs de l'espèce *Gallus gallus* des altérations des caractéristiques de l'œuf. Simultanément, la fertilité des coqs peut également diminuer de même que l'éclosabilité, et l'incubation peut être accompagnée par une mortalité embryonnaire élevée.

La transmission des virus ou des bactéries a lieu au niveau de l'ovule ou par la contamination de la surface de l'œuf. 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 centres d'élevage, de reproduction et des couvoirs sont directement concernés par une large population de microorganismes, représentée par des virus, des champignons et surtout des bactéries. C'est dans ce contexte que cette étude a été conçue. L'objectif de cette étude est de chercher les bactéries pathogènes à travers l'isolement, la purification et l'identification dans l'air et les surfaces au niveau des centres de production et de mesurer leur impact sur la productivité et sur les taux moyens d'œufs éclos.

II-Etude bibliographique:

1-Site d'étude :

La wilaya de Mostaganem se situe au nord-ouest du pays. Elle est délimitée :

- au nord, par la Méditerranée ;
- à l'ouest, par la wilaya d'Oran ;
- à l'est, par la wilaya de Chlef ;
- au sud, par les wilayas de Mascara et Relizane.

La wilaya est dotée d'un littoral de 124 km, se caractérise par un climat semi aride à hiver tempéré et une pluviométrie qui varie entre 350 mm sur le plateau et 400 mm sur les piémonts du Dahra (**figure n°1**).



Figure n°1 localisation de la commune de Mostaganem.

Mostaganem est la 27eme wilaya dans l'administration territoriale Algérienne se trouvant à 350 km à l'ouest d'Alger (la capitale) et à 80km à l'Est d'Oran (la 2eme ville d'Algérie). Pour répondre aux besoins accrus d'une démographie en pleine explosion et au déficit en protéines animales, l'ORAVIO de Mostaganem a été crée pour approvisionner le marché local de cette matière essentielle par la production de poulet de chair et des œufs de consommation.

2-La reproduction et production de poulet :

La reproduction est la fonction par laquelle les êtres vivants perpétuent leurs espèces. La reproduction sexuée chez la poule fait appel à deux cellules haploïdes mâle et femelle (gamètes) dont l'union (amphimixie) est la fécondation (sauveur, 1988).

2.1-Les bases anatomiques et physiologiques des volailles :

L'oviparité des oiseaux a évolué vers la production d'œufs télolécithes (avec un volume considérable de vitellus) entourés d'une coquille solide et qui procurent à l'embryon un environnement nourricier très sécurisé. Dans la plupart des espèces aviaires, la fécondation est interne comme chez les mammifères. Le stockage prolongé des spermatozoïdes dans des zones spécialisées de l'oviducte, comme les glandes utéro-vaginales (**figure n°2**), optimise la gestion des gamètes mâles en vue de la fécondation, participe à la sélection des meilleurs spermatozoïdes. L'efficacité de la reproduction de certains oiseaux comme la poule, a été utilisée depuis des millénaires pour diversifier l'alimentation humaine par la production d'œufs et de viande (Sauveur, 1988 ; Blesbois, 2005). Cela a été d'autant plus intéressant que l'enlèvement des œufs d'une couvée stimule une nouvelle ponte et permet ainsi la production d'un grand nombre d'œufs jusqu'à une certaine limite bien évidemment.

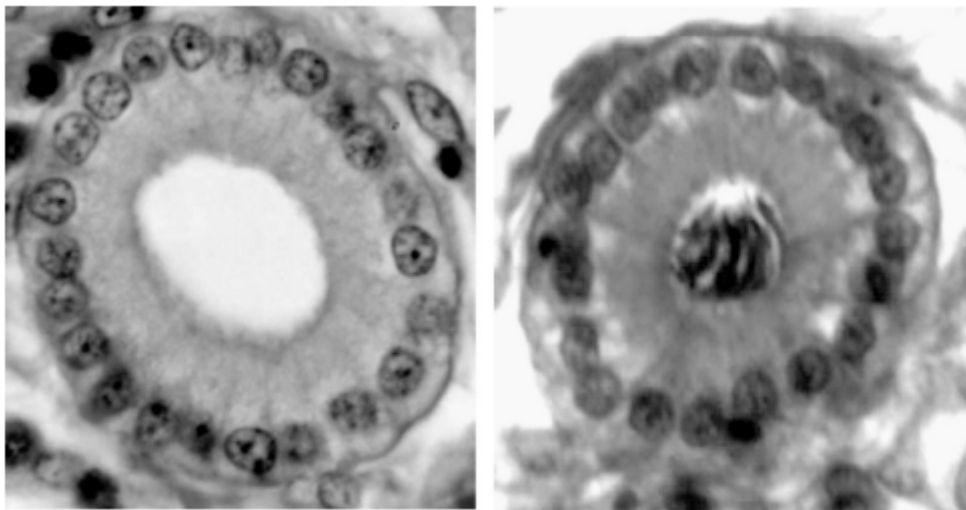


Figure n°2 : Coupes transversales de glandes utéro-vaginales chez la poule (Brillard, 1990).

À gauche : Glandes utéro-vaginales sans spermatozoïdes.

À droite : Glandes utéro-vaginales remplies de spermatozoïdes.

2.1.1-Le gamète femelle «mature» :

Le gamète femelle, l'ovocyte, est produit dans l'ovaire gauche bien souvent unique de la femelle adulte puisque l'ovaire droit régresse progressivement à partir 8 j d'incubation. L'ovule mature est présent dans les gros follicules (**figure n° 3 1a-1b**) de la grappe ovarienne de la femelle adulte et dont la libération dans l'infundibulum (ponte ovulaire) permet d'engager le processus de fécondation.

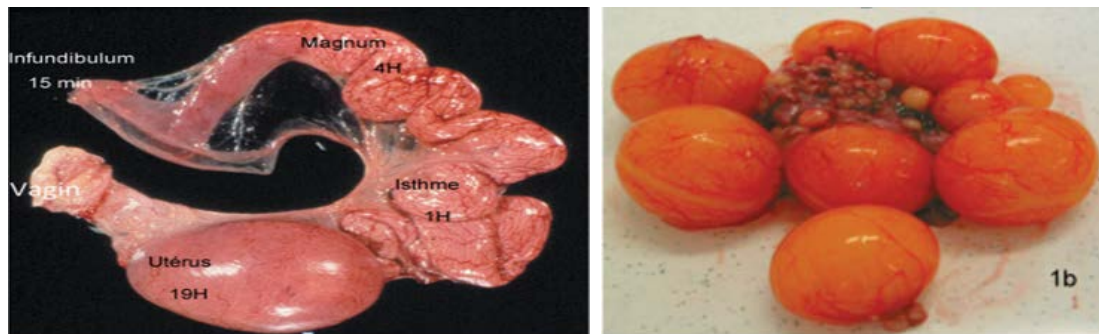


Figure n°3. Système reproducteur de la poule adulte (1a-1b).

1a. L'ovaire et de l'oviducte de poule. (Romanoff, 1949 ; Brèque et al., (2003) ;

1b. L'ovaire et sa grappe ovarienne (Elis, 2007).

La taille croissante des follicules montre une hiérarchie folliculaire précise, garante d'un bon taux de ponte. Le follicule le plus gros est celui qui ovulera dans les prochaines 24 h, le suivant vers environ 48h. L'ovogénèse et la folliculogénèse sont par ailleurs bien décrits dans plusieurs ouvrages récents (Johnson et Woods 2007 ; Nys 2010).

2.1.1.1-l'ovogénèse de la poule :

Le premier demi-cercle (haut) correspond au début de l'ovogénèse dans l'embryon de poule incubé ou couvé pendant 21j (**figure n°4**). L'ovogénèse commence dans la gonade embryonnaire dès l'arrivée des CPG dans la gonade. Après l'éclosion (pointe de flèche et deuxième demi-cercle), les follicules continuent leur croissance quelques jours (accroissement lent). La phase d'accroissement intermédiaire des follicules se produit chez l'adulte juste après le recrutement du follicule (follicule blanc). La phase de grand accroissement constitue la dernière phase qui mène au follicule ovulatoire (F1). L'ovulation est suivie 30 minutes plus tard par la fécondation, et 24heures plus tard, l'embryon au stade blastoderme blastula secondaire est expulsé de l'oviducte dans son œuf coquillé complet.

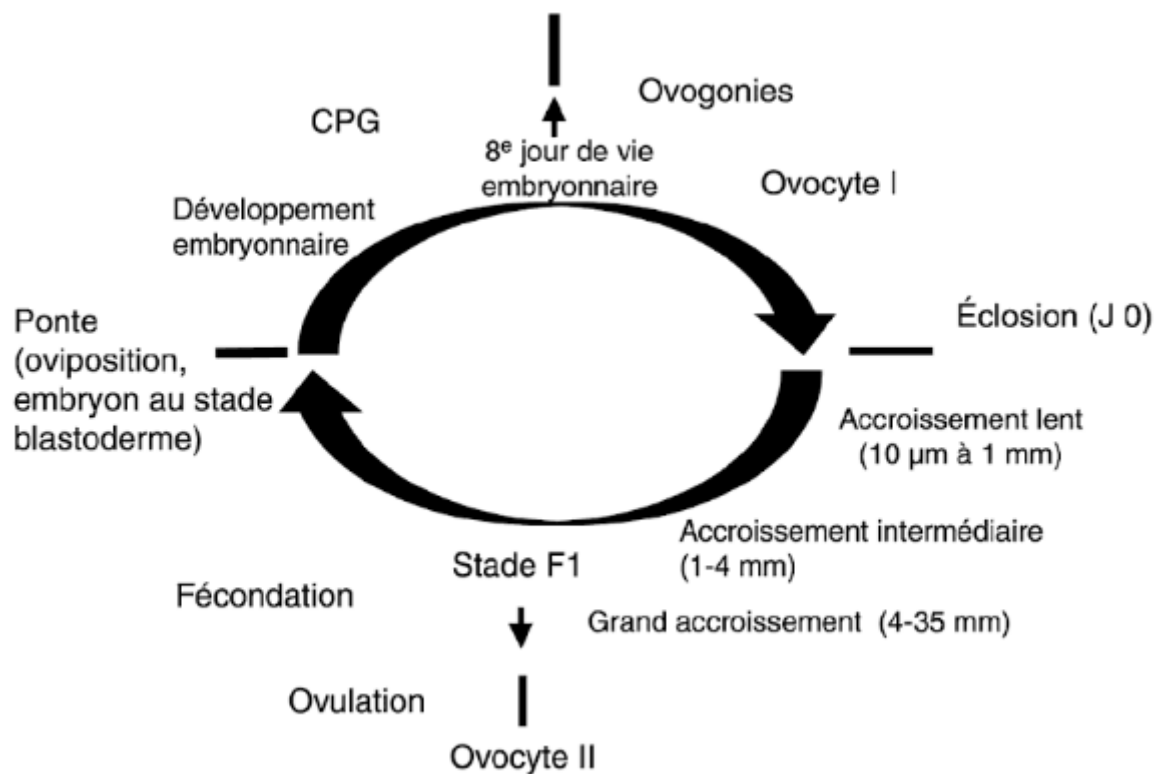


Figure n°4 l'ovogenèse de la poule (ELIS, 2007).

L'ovocyte mature d'oiseau est volumineux (en moyenne 3-4 cm de diamètre), et principalement composé de vitellus. A la surface du vitellus, le disque germinal (3-5 mm de diamètre) forme le pôle animal. Le disque germinal contient du vitellus blanc, la plupart des organites cytoplasmiques et le matériel génétique (**Figure n°5**). Comme chez la plupart des vertébrés, l'ovocyte mature est ovulé alors que, dans son noyau (au pôle animal), les chromosomes sont en métaphase de deuxième division méiotique. Une particularité cependant à l'inverse de ce qui est observé chez les mammifères, la femelle porte le sexe hétérogamétique (ZW), les mâles étant ZZ. Les ovocytes matures, haploïdes possèdent donc un seul des chromosomes sexuels, soit Z soit W. Si la fécondation suit l'ovulation, l'ovocyte terminera sa deuxième division méiotique et expulsera son deuxième globule polaire. Précisons qu'un certain taux de parthénogénèse existe chez les oiseaux en absence de spermatozoïde (par exemple par fusion du deuxième globule polaire avec le noyau de l'ovocyte haploïde). Cette propriété a même pu être sélectionnée chez la dinde et chez la caille (**Parker et al., 2010**). Les autres compartiments de l'ovocyte sont le vitellus, surmonté d'une couche périphérique riche en ARN dit «extra-embryonnaire» et l'ensemble est entouré par la membrane plasmique de l'ovocyte, puis par la Membrane Péri-Vitelline Interne

(MPVI). En plus du jaune, chez la poule, le stock d'ARN messagers ovocytaires est à son maximum dans l'ovocyte pré-ovulatoire. Ces ARN sont très probablement stockés afin d'être utilisés ultérieurement pour les besoins de synthèses protéiques, lors de la fécondation et du développement précoce de l'embryon. En effet, le génome embryonnaire ne prend le relais du génome de l'ovocyte qu'environ 24 h après la fécondation quand l'embryon contient déjà 30 à 50.000 cellules (Elis et al., 2008). C'est donc l'ovocyte seul, avec ses stocks d'ARN, qui supporte le démarrage de l'embryon.

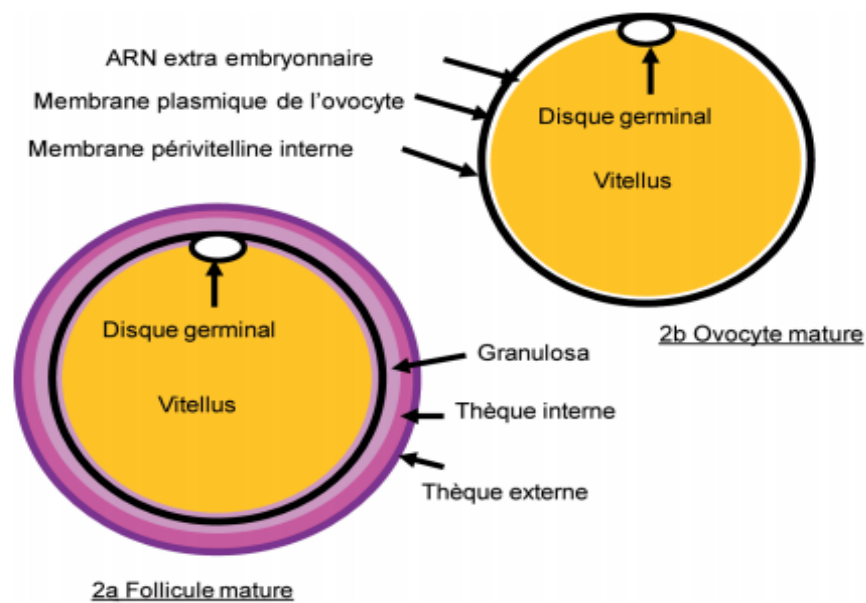


Figure n°5. L'ovocyte de poule (Elis, 2007).

2a. Schéma d'un follicule mature prêt à ovuler. En périphérie, de l'extérieur vers l'intérieur, remarquez successivement les thèques externes puis interne et la couche de cellules de granulosa. L'ovocyte est entouré par ces trois couches.

2b. Schéma d'un ovocyte mature. Remarquez le disque germinal à la surface de l'ovocyte et la couche d'ARN extra-embryonnaire en périphérie du vitellus. La membrane plasmique située juste sous la membrane péritelline interne est peu visible.

2.1.2- Le gamète mâle :

Les spermatozoïdes d'oiseaux (**figure n°6**) sont produits par les deux testicules (gauche et droit) logés à l'intérieur de la cavité abdominale. La spermatogénèse se produit donc à la température du reste du corps de ces animaux homéothermes (41-43°C chez le coq). D'une façon générale, spermatogénèse et transport des gamètes dans les voies déférentes mâles sont des phénomènes rapides, qui contrastent avec la longue durée de conservation des mêmes

spermatozoïdes dans les voies génitales femelles. A titre d'exemple, chez le coq, la durée de la spermatogénèse est d'environ 14 jours, le transit dans les voies déférentes mâles d'environ 24 h, mais la conservation des spermatozoïdes féconds dans les Glandes Utéro-Vaginales (GUV) de la femelle peut aller jusqu'à 3 semaines (**Reviere, 1988**). Au cours de la saison sexuelle, la production spermatique est orientée vers la production d'un maximum de gamètes à un moindre «coût biologique». De fait, la concentration en spermatozoïdes du sperme éjaculé peut être très élevée (10 milliards/mL chez le dindon, chez le coq, 1 spermatozoïde éjaculé sur 10 000 accède au site de fécondation (**Brillard, 1993**), mais le volume de sperme est réduit (volume moyen d'éjaculat, 200 μ L chez le dindon). Les fonctions des voies déférentes mâles sont bien souvent réduites au minimum (pas de glande annexe comme chez les mammifères) à la sortie du testicule, les spermatozoïdes possèdent déjà l'essentiel de leur capacité de motilité (**Ashizawa et Sano, 1990**) et un pouvoir fécondant non négligeable (**Howarth, 1983**). Ces capacités se renforcent quand même le long de l'épididyme.

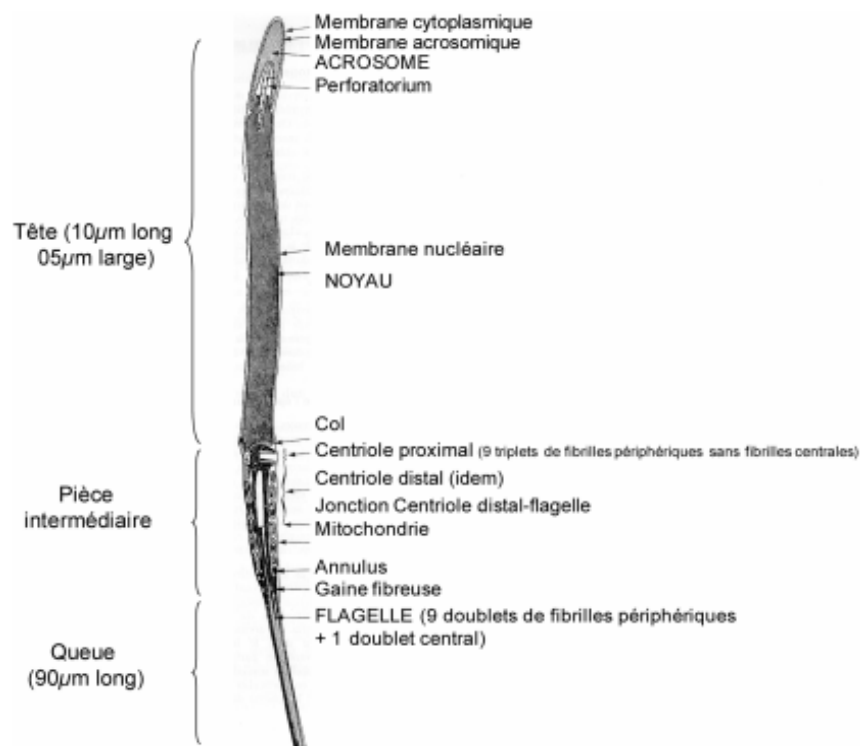


Figure n°6 Schéma de l'ultra structure d'un spermatozoïde de coq (**Reviere, 1988**).

2.1.3-Le devenir des spermatozoïdes dans les voies femelles :

Après l'accouplement ou l'IA, les spermatozoïdes sont déposés dans le vagin. Dès lors, ils subissent un processus drastique de sélection vaginale. Seulement 1% d'entre eux sont retrouvés par la suite dans les glandes utéro vaginales (**Bakst, 1994**). Les femelles oiseaux

possèdent en commun avec les reptiles et les hyménoptères des structures spécifiques de l'oviducte pour le stockage des spermatozoïdes. Les glandes utéro-vaginales sont des structures cylindriques, généralement non branchées qui sont nichées dans les replis de la muqueuse de la jonction entre le vagin et l'utérus (**figure n°2**) (**Stepinska et Bakst, 2007**). Leur nombre dépend des espèces (environ 200 chez certains passeriformes, 3000 chez la poule, jusqu'à 20 000 chez la dinde). Les spermatozoïdes peuvent y rester féconds pour des durées également caractéristiques de l'espèce, et qui vont de 10 jours chez la caille jusqu'à 3 mois chez la dinde. Cette durée de stockage est héréditaire et a servi de base à la sélection de femelles plus fertiles chez la poule ou la cane. Un exemple de durée de période fertile (nombre de jours où les œufs sont pondus fertiles, après un accouplement ou une insémination) est donné chez la poule pondeuse sur la (**figure n°2**) (**Reviere, 1988**). D'autres glandes de stockage ont été décrites au niveau de l'infundibulum, mais celles-ci ont été beaucoup moins bien étudiées et pourraient ne pas exister dans toutes les espèces.

2.2-Anatomie de l'appareil reproducteur femelle :

2.2.1-L'oviducte de la poule :

L'oviducte de l'oiseau femelle a une double fonction. Premièrement, cet oviducte est chargé de «récupérer» lors de l'ovulation l'ovocyte mature, puis de l'entourer successivement d'une MPVE, du blanc d'œuf, des membranes coquillères et de la coquille. L'ensemble est indispensable au développement de l'embryon. Sa deuxième fonction consiste à assurer la remontée des spermatozoïdes vers le site de fécondation, à abriter cette fécondation puis à soutenir les premières divisions zygotiques jusqu'à la ponte finale de l'œuf (oviposition) quand l'embryon a alors 30 à 50 000 cellules. Pour répondre à cette double fonction, l'oviducte a adopté une compartimentation très précise (**figure n°7**) que nous allons décrire en partant de sa partie haute, l'infundibulum et en terminant par le vagin.

2.2.2-L'infundibulum :

L'infundibulum est le site de fécondation. A l'ovulation, l'infundibulum déclenche des contractions qui le conduiront à «happer» l'ovocyte mûr encore sur la grappe ovarienne. Ce rôle actif de l'infundibulum facilite le maintien de la cohésion de l'ovocyte qui, à ce stade, est entouré d'une seule membrane périvitelline, la MPVI, et est très fragile. Outre les «replis» ou

glandes de stockage «court» des spermatozoïdes, l'infundibulum contiendrait également des «corps calciques» qui pourraient être utiles à la fécondation (**Rabbani et al., 2006 et 2007**). Mais l'infundibulum est aussi une zone sécrétoire. Il est responsable du dépôt d'une ou deux «extra couches» de membrane péri vitelline. Chez les oiseaux, la fécondation a lieu dans l'infundibulum, juste après la «ponte» ovocytaire et est initiée par la fixation des spermatozoïdes sur la MPVI.

2.2.3-Le magnum :

Après dépôt de la MPVE, l'ovocyte, fécondé ou non, passe environ 4 h dans le magnum, principal lieu de sécrétion des protéines du blanc d'œuf (**Sauveur, 1988, Guérin-Dubiard et al., 2010**). Les protéines représentent 90% de la matière sèche du blanc. Parmi elles, l'ovalbumine représente plus de 50% des protéines mais on dénombre aujourd'hui plus de 12 familles différentes de protéines sécrétées par le magnum. L'eau reste cependant le principal composant du blanc (88%). L'hydratation du blanc se passe principalement dans les deux parties suivantes de l'oviducte, l'isthme où l'œuf séjourne environ 1h 30min et passe près de 20 h dans l'utérus. Si l'ovocyte a été fécondé, la fusion des pronuclei mâle et femelle se produit 3 h après la fécondation, lorsque l'œuf est encore dans le magnum.

2.2.4-L'isthme :

La première division du nouveau zygote se produit au moment où l'œuf arrive dans l'isthme plus de 4 h après la fécondation. L'isthme est le principal lieu de sécrétion des membranes coquillères et de la partie inférieure de la matrice de la coquille. Le reste de la coquille et l'essentiel de l'hydratation du blanc sont réalisés dans l'utérus encore appelé «glande coquillère». Dans la zone de l'oviducte, les concentrations en calcium peuvent être très élevées (jusqu'à 15 mol/l) et les quantités de glucose peuvent atteindre 9 g/L. Après le dépôt de la coquille de l'œuf dans l'utérus, l'œuf est expulsé via un péristaltisme utérin et vaginal très efficace. Pour cette raison, l'accouplement ou l'IA sont très déconseillées dans les deux heures qui précèdent ou qui suivent l'expulsion de l'œuf car les spermatozoïdes ne réussissent alors pas à remonter à contre-courant pour accéder aux glandes utéro-vaginales. L'expulsion de l'œuf est nommée «oviposition» ou «ponte». A ce stade, l'embryon, au pôle germinal du jaune, est un blastoderme stade X (**EyalGiladi et Kochac, 1976**). Le génome embryonnaire est alors prêt à prendre le relais du génome ovocytaire si les conditions

(température, humidité, retournement) sont favorables à la poursuite du développement, donc en cas d'incubation ou de couvaion. Dans le cas contraire, les œufs qui contiennent un embryon stoppent leur développement jusqu'au retour de conditions favorables.

La ponte (ou oviposition) se produit 20 h après la première division du zygote, à un moment où le génome du nouvel embryon peut être activé si les conditions sont favorables (couvaion ou incubation).

2.2.5-L'utérus :

Il a une longueur totale de dix à douze centimètres et la durée de passage de l'œuf y est de vingt heures. C'est là que la formation de l'albumen s'achève par imbibition ou « plumping » correspondant à une hydratation et un dépôt de sels minéraux par osmose (sa taille est multipliée par deux), que les membranes coquillères sont mises sous tension et que la coquille minéralisée se dépose à une vitesse de trois cents milligrammes par heure . Cette coquille est constituée majoritairement de sels de calcium d'où les besoins important en calcium des femelles en ponte.

2.2.6-Le vagin :

Il est séparé de l'utérus par le sphincter utéro-vaginal et se termine au niveau du cloaque (**figure n°7**). Il n'a aucun rôle dans la formation de l'œuf mais il participe à l'expulsion de ce dernier. Il débouche latéralement à l'uretère gauche dans l'urodeum. L'œuf n'y transite qu'un quart-d'heure environ. Au moment de la ponte, le vagin s'extériorise et dépose l'œuf à l'extérieur ce qui évite le contact avec les matières fécales et urinaires. C'est le mécanisme d'oviposition.

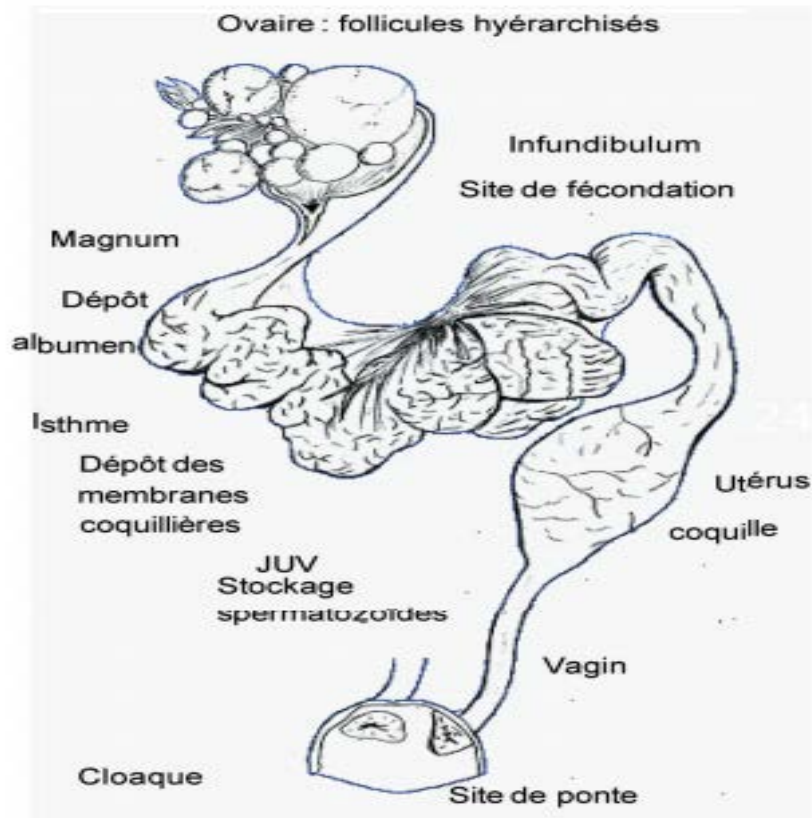


Figure n°7 Système reproducteur de la poule adulte.

2.3-Anatomie de l'appareil reproducteur mâle :

Chez les mâles, l'ensemble des organes sexuels sont internes et, contrairement à ce que l'on observe chez la plupart des mammifères, les testicules ne migrent pas et donc demeurent sur leur site d'origine embryologique. L'appareil génital des mâles (**figure n°8**), consiste en deux tractus droit et gauche constitués chacun d'un testicule, d'un épидидyme et d'un conduit déférent sinueux qui chemine le long de l'uretère.

Les testicules sont suspendus à la paroi abdominale par un court mésorchium. Ce dernier sert d'attache au testicule mais c'est aussi le support des vaisseaux et des nerfs qui le desservent. Les gonades sont localisées au niveau du pôle crânial des reins, caudalement aux glandes surrénales, en rapport avec le foie et le proventricule. La couleur des testicules est normalement blanchâtre même si elle peut devenir grise ou noire en liaison avec la présence de pigments de mélanine dans les mélanocytes du tissu conjonctif de chaque testicule.

Les deux testicules sont positionnés de manière symétrique par rapport au plan médian, ils sont souvent de taille asymétrique. Le testicule gauche est généralement plus grand que le

droit chez de nombreuses espèces d'oiseaux, comme par exemple dans environ 60% des individus chez le coq domestique.

Le poids testiculaire subit des variations saisonnières très importantes. Cette croissance est due à l'augmentation de la longueur et du diamètre des tubes séminifères ainsi que du nombre de cellules de Leydig et de cellules interstitielles.

Chaque testicule est entouré d'une fine capsule ce qui en fait une structure relativement fragile.

L'épididyme est localisé au bord dorso-médial du testicule, au niveau du hile. Il est constitué du *rete testis*, des canaux efférents, des canaux de connexion et du canal épидидymaire. L'ensemble de ces canaux se déversent dans le canal déférent.

Les canaux déférents longent les uretères en formant de plus en plus de replis au fur et à mesure que l'on approche du cloaque et se jettent dans l'*urodeum* en formant une ampoule séminale ou *glomus* séminal. Les muscles bulbocaverneux compriment cette ampoule pendant l'accouplement, faisant jaillir le sperme dans le cloaque ou le vagin de la femelle]. Ce *glomus* séminal est un élément de la diagnose du sexe en période d'activité reproductrice.

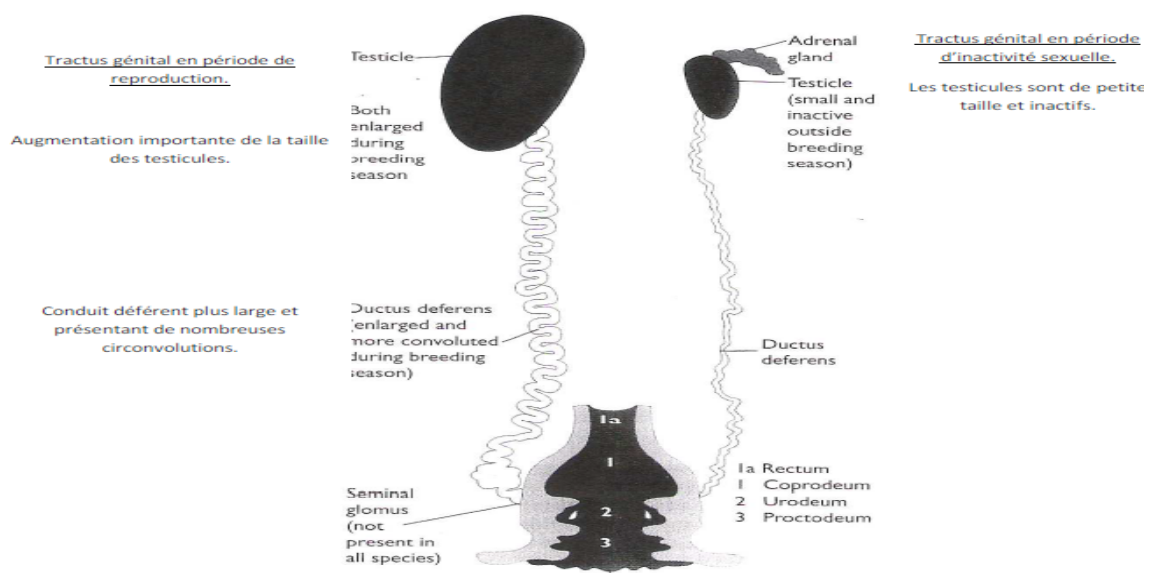


Figure n°8 : Anatomie du tractus génital mâle au repos et en période de reproduction.

2.3.1-la spermatogénèse :

Elle a lieu à température corporelle, c'est à dire entre 40 et 41°C, sous la dépendance de la stimulation hormonale par la lumière. Il en est de même pour la sécrétion de testostérone par les cellules de Leydig. C'est la testostérone qui induit le comportement sexuel et agressif du mâle. Les températures extrêmes (excessive lorsqu'elle est supérieure à 32°C, ou trop faible soit inférieure à -5°C) inhibent la fonction sexuelle. L'état de santé est également important car tous les états pathologiques influent négativement sur la sexualité.

L'alimentation doit être saine, équilibrée et en rapport avec les besoins de l'espèce. Elle doit notamment éviter un engraissement excessif.

2.3.2-Physiologie de la reproduction :

Le contrôle hormonal de la reproduction chez les oiseaux est complexe et peut être décomposé en 4 parties principales :

La première concerne les différents signaux environnementaux, leur influence sur la reproduction et la façon dont ils sont perçus.

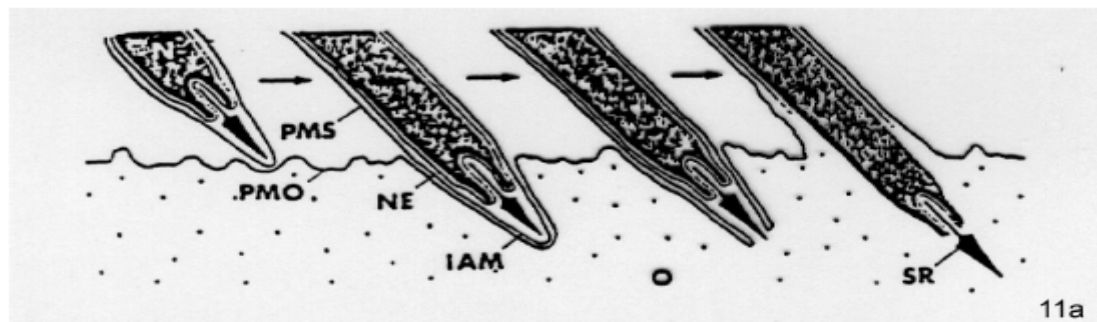
Puis intervient l'hypothalamus, structure neuroendocrinienne ayant un rôle majeur dans la perception de l'information environnementale, qui par le biais de sécrétions neuroendocriniennes contrôle différents aspects de la reproduction. Ensuite vient l'hypophyse qui traduit l'information en sécrétions endocrines et enfin, le rôle des gonades elles-mêmes (ovaire et testicule).

3-Mécanismes de la fécondation :

3.1-Fusion cellulaire, pronucleï et syngamie :

Après la pénétration de la MPVI au niveau du disque germinal, l'apex de la tête du spermatozoïde se positionne contre l'ovocyte (**Okamura et Nishiyama, 1978b**). La surface de la membrane interne de l'acrosome et la membrane plasmique de l'ovocyte fusionnent, puis le contenu du spermatozoïde est intégré au cytoplasme ovocytaire (**figure n°9**). Cette opération est réalisée en plusieurs points puisque généralement plusieurs spermatozoïdes pénètrent dans l'ovocyte. Par la suite, les noyaux des spermatozoïdes se décondensent pour former les pronuclei mâles. L'enveloppe nucléaire est désintégrée, le noyau gonfle et change

de forme pour devenir sphérique. Dans le même temps la chromatine est décondensée puis, à un stade plus avancé, la membrane nucléaire se reforme. En conséquence de la polyspermie, de nombreux pronuclei mâles sont formés dans le disque germinal. Chez la poule, entre 10 à 60 pronuclei ont pu être dénombrés. Juste avant la syngamie (association d'un pronucléus mâle avec le pronucléus femelle), les pronuclei mâles surnuméraires ne peuvent pas être distingués du pronucléus qui fusionnera avec son partenaire ovocytaire, ne participent pas à la syngamie et se dispersent à la périphérie du disque germinal, où ils peuvent engager les premières mitoses. Mais tous finissent par dégénérer lors des stades précoces de clivage, par des mécanismes qui sont encore inconnus. Les DNAses du disque germinal ovocytaire sont très actives au moment de la formation des pronuclei et pourraient jouer un rôle important dans la dégénérescence des éléments surnuméraires (Stepinska et Bakst 2007).



IAM : membrane acrosomale
 PMO : membrane plasmique de l'œuf
 NE : enveloppe nucléaire
 PMS : membrane plasmique du spermatozoïde
 O : ovocyte
 SR : baguette sub-acrosomale

Figure n°9. Fusion entre la membrane plasmique des spermatozoïdes et la membrane plasmique ovocytaire (Okamura et Shiyama 1978a).

4-L'élevage et la production aviaire:

4.1- Situation de l'élevage aviaire :

4.1.1-Le cheptel aviaire :

L'aviculture industrielle se caractérise par le fait que la vie des volailles est réglée dans les moindres détails par l'aviculteur. Celui-ci utilise des races améliorées qui reçoivent un aliment

complet et en quantité précise, bénéficient d'une protection sanitaire et médicale, et sont logées dans des conditions régulièrement contrôlées.

En fonction des objectifs on distingue deux types de spéculations:

-la spéculation "chair" où reprochair n'élève que les poulets de chair.

-la spéculation "ponte" où des élevages qui n'élèvent que des poules pondeuses.

4.1.2-Définitions de base dans la filière chair :

D'après la norme française **AGRG0803846, 2011**, on entend par :

-Volailles de reproduction :

Les volailles de l'espèce Gallus gallus maintenues et, destinées à la production d'œufs à couvrir en filière chair.

-Poussins d'un jour :

Toutes les volailles de l'espèce Gallus gallus de la filière chair, âgées de moins de soixante-douze heures (72H) et non encore nourries.

4.2-Le site d'implantation :

L'implantation des bâtiments avicoles doit se faire sur un terrain Suffisamment plat (pour éviter les remblais) et d'accès facile. Les logements des animaux seront trop loin des habitations des hommes. Ils seront reliés entre eux par des pistes ou des allées en bon état d'entretien. Eviter les endroits humides ou proches des cours d'eau qui débordent en saison des pluies et qui transforment les abords en bournier. **Jean François DAYON**, précise qu'un couvert végétal autour du poulailler procure de l'ombre et de la fraîcheur.

La facilité d'approvisionnement en eau potable et en électricité doit être prise en compte pour aider à la mise en place d'un minimum de plan sanitaire (qualité microbiologique de l'eau, et lavage du matériel d'élevage) ; possibilité de brancher le matériel d'élevage.

4.3-La conception du Bâtiment :

Les bâtiments d'élevage sont de caractère utilitaire, de structure simple et sobre, il s'agit là d'une approche économique et rationnelle.

Ces bâtiments doivent en outre satisfaire à toutes les conditions d'hygiène que réclament ceux-ci, car la stabulation est souvent une cause d'insalubrité et de développement des maladies parasitaires et contagieuses par la promiscuité qu'elle entraîne.

Les bâtiments d'élevage seront donc construits de telle sorte que l'entretien et le nettoyage seront faciles. Ainsi, les murs doivent être crépis et sans fissures, le sol damé ou cimenté avec une pente de 2 % pour permettre l'évacuation des eaux de nettoyage et de désinfection. Un pediluve placé à l'entrée des bâtiments est indispensable. Les bâtiments doivent être protégés par des clôtures défensives destinées à empêcher les intrusions des personnes Ou d'animaux (porteurs de germes).

4.4-Matériel d'équipement :

Le matériel utilisé est constitué de mangeoires linéaires ou de trémies d'alimentation, L'élevage dispose de :

-chaîne d'alimentation;

-L'abreuvement des oiseaux se fait à l'aide d'abreuvoirs siphoniques de (3 à 10 litres).

-L'éclairage est un facteur zootechnique prépondérant. En effet, un défaut de lumière retardera la croissance des animaux par arrêt de la prise alimentaire. En revanche une diffusion excessive pourra favoriser le cannibalisme. Par ailleurs, des programmes lumineux sont utilisés pour conditionner la consommation alimentaire des oiseaux. Cet éclairage utilise l'électricité.

-La litière est composée de copeaux de bois ou de paille hachée.

5-Vide sanitaire et désinfection des bâtiments :

Immédiatement après le départ de chaque bande, le nettoyage et la désinfection du bâtiment et des matériels doivent être effectués soigneusement.

Après l'opération de nettoyage, l'éleveur doit effectuer un séchage complet du bâtiment.

Un vide sanitaire de 14 jours minimum. Une désinfection du bâtiment et du matériel est effectuée entre chaque bande. Afin de respecter systématiquement la durée de 14 jours requise après nettoyage et désinfection, une mise en place ne doit intervenir que 3 semaines après le dernier enlèvement.

Lorsque les conditions le permettent, il est recommandé de faire un traitement par la chaleur à 120°C (prévention contre la Coccidiose).

5.1-Hygiène des locaux :

5.1.1-Techniques autorisées :

- Nettoyage à l'eau sous pression.
- Lait de chaux (préparé au moment de l'emploi :chaux vive à 10%).
- Eau de Javel aux doses préconisées en hygiène vétérinaire (12° chlorométriques).
- Crésyl sodique synergisé.
- Soude et potasse caustique.
- Assainissement de l'air par nébulisation avec TH5-desogerme.
- Eau oxygénée.
- En l'absence des animaux, antiparasitaires à base de pyrèthre.

6-Conduite de l'élevage:

La densité du cheptel devrait prendre en compte les conditions climatiques et environnementales de la région. Les mâles seront plus lourds de façon significative que les femelles ce qui nécessitera de leur donner plus de place au sol (**tableau n°1**) pour s'assurer qu'ils obtiennent le poids requis.

Tableau n°1 : programmation de la mise en place. **Guide d'élevage des reproducteurs cobb** (programmation de la MEP p1) (2008) :

FEMELLES	Recommandations de densité Ax/m²
Poussinière	
démarrage (5 premiers jours)	30,00
poussinière claire	6,00
poussinière obscure	7,00
Production	
bâtiment clair - 100 % litière	3,85
100 % au sol en dynamique	4,70
avec caillebottis	5,25
MALES	
Poussinière	
démarrage (5 premiers jours)	30,00
poussinière claire	3,50
poussinière obscure	3,85

Les mâles devraient être élevés séparément au moins jusqu'à 6 semaines. Une séparation complète en élevage des mâles et femelles est recommandée jusque 20-21 semaines pour de meilleurs résultats.

6.1-Maîtrise de l'ambiance dans les bâtiments d'élevage :

Les éléments du climat des bâtiments sont nombreux : température, état hygrométrique de l'air, ensoleillement, ventilation, poussière en suspension. La maîtrise de toutes ces composantes est déterminante pour la réussite d'un élevage avicole qui est du reste très exigeant.

6.1.1-la température:

Elle est très importante sur la santé des animaux. Lorsque les déperditions de chaleur sont insuffisantes, la température corporelle augmente, entraînant l'augmentation du rythme respiratoire. Si les conditions climatiques sont trop défavorables, la température corporelle augmente jusqu'à entraîner la mort de l'animal par suffocation. Dès que la température corporelle accroît, le rythme respiratoire augmente, puis le poulet va favoriser les échanges thermiques en écartant les plumes et les ailes.

Une température faible sous éleveuse entraîne aussi chez les poussins le développement d'une pneumonie non spécifique d'où nécessité de mettre en place un programme de température (**tableau n°2**) en fonction de l'âge.

Tableau n°2 Programme de température. Manuel d'Aviculture en Afrique (**Rhône Mérieux**) (1998).

Période	Température en bas Zone éleveuse	Température Bâtiment
2 premiers jours	35-37°	24-27°
1 ^{er} e semaine	32-34°	23-26°
2 ^e me semaine	29-31°	22-25°
3 ^e me semaine	26-28°	21-24°
4 ^e me semaine	23-25°	20-23°
5 ^e me semaine	20-22°	18-21°

6.1.2- Ventilation:

Une ventilation suffisante permet de maintenir une température modérée donc une ambiance excellente. Elle permet d'éliminer l'eau produite par les animaux (déjections) donc de préserver la qualité de la litière, de maintenir la teneur correcte en oxygène, d'éliminer le gaz carbonique et l'ammoniac dégagés par la litière.

En période chaude : La ventilation doit permettre l'élimination de la chaleur produite par les animaux pour maintenir une température d'élevage acceptable.

Elle sera accrue par une augmentation de la vitesse de l'air. Pour cette raison, la capacité de ventilation effective devra être de 4 à 6 m³ par heure par kilogramme de poids vif

En période froide : Il est nécessaire de réchauffer l'air de renouvellement dès son entrée pour permettre l'assèchement de la litière.

6.1.3-Hygrométrie:

Le respect des normes d'hygrométrie favorise la croissance et permet d'éviter les problèmes respiratoires, de maintenir une bonne qualité de litière et d'augmenter la qualité organoleptique des poulets. Une hygrométrie élevée est favorable à la multiplication des micro-organismes dont les répercussions sur l'élevage ne sont pas négligeables. Dans les bâtiments d'élevage, le degré d'hygrométrie devrait varier entre 55 et 70 %. Au delà de 80% d'humidité, les signes de perturbation du confort apparaissent rendant les oiseaux sensibles à différentes maladies.

6.1.4-La litière:

Facteur déterminant de l'ambiance en aviculture moderne, la litière isole thermiquement les oiseaux du sol, contribue à leur confort thermique et absorbe l'humidité. Elle permet en outre d'éviter les lésions au bréchet et aux pattes.

Son épaisseur dépendra de sa capacité à absorber les déjections pendant la période d'élevage.

Les épaisseurs recommandées sont de 6 à 10 cm de paille hachée ou de copeaux de bois blanc de bonne qualité (non traités), soit 5 à 6 kg par mètre carré de bâtiment.

6.1.5-L'ammoniac:

Les déjections sont accumulées dans les litières durant tout l'élevage. Leur teneur en azote est élevée (20%). Après environ trois semaines, elles constituent une masse importante de

matières organiques facilement fermentescibles, d'autant mieux que certaines conditions sont réunies :

- les déjections au contact de l'air;
- l'humidité;
- la chaleur;
- les fermentations;

L'absence de l'un de ces facteurs supprime partiellement, voir totalement toute production. L'ammoniac agit sur l'organisme des animaux à plusieurs niveaux. D'abord une action irritante puis corrosive apparaît sur les muqueuses des voies primaires respiratoires. Au bout d'environ 3 jours d'exposition dans une atmosphère à 30 ppm, les poulets élevés à forte densité se mettent à tousser sous l'action irritante des gaz.

Il suffit alors d'améliorer la qualité de l'air pour voir cette toux disparaître, sans traitement.

6.1.6-La poussière:

Le risque majeur de la pollution par les poussières, réside dans un rôle de support de transmission des maladies infectieuses. En effet, les germes ont toujours besoin d'un véhicule, le plus efficace de ce support étant la poussière.

La production de poussière dans un bâtiment se fait principalement en période d'activité des animaux ou quelque fois lorsque la ventilation produit des turbulences au niveau des litières. Lorsqu'elles proviennent d'une pulvérisation fine des déjections des animaux, elles constituent un risque sanitaire en tant que facteur irritant des muqueuses respiratoires.

6.1.7-L'éclairage:

De nombreux programmes lumineux ont été utilisés sur les poulets de chair.

L'éclairage permanent ou le programme cyclique (type 2 heures de lumière suivies de 2 heures de nuit) favorise la croissance dans le jeune âge avec pour conséquence une augmentation du nombre de " cardiaque " et des problèmes d'ossification en fin d'élevage.

6.2-période d'élevage :

La période d'élevage est d'une importance capitale. La productivité d'un lot dépend pour une large part de la réussite de la période d'élevage et du poids à l'entrée en ponte.

Entre 5% de ponte et le pic de production, le gain de poids doit être d'environ 200g .la consommation d'aliment doit augmenter d'environ 50% entre 17 et 24semaines .des poulettes ayant un appareil digestif développé et de l'appétit pourront satisfaire leur besoin de croissance et leur besoin de production à l'entrée en ponte (**figure n°10**).

La qualité d'un lot de poulettes est définie par ces 6 critères :

- l'âge à la maturité sexuelle ;
- le poids à la maturité sexuelle ;
- une capacité d'ingestion ;
- la qualité de l'épointage ;
- l'homogénéité du troupeau ;
- le statut sanitaire ;

L'élevage doit se réaliser impérativement au sol.



Figure n° 10 : Conformation du bréchet pour les femelles.

Les scores de développement du bréchet

1. Partiellement en dessous du développement désiré
2. Développement idéal avec une forme plutôt maigre pour l'âge de 12 à 15 semaines
3. Développement idéal pour le début de la préparation pour la ponte
4. Développement idéal pour la fin de la préparation pour la ponte
5. Développement idéal à 4 semaines d'âge mais aussi au moment de la stimulation
6. Développement recherché en cours de production
7. Considérablement en-dessus du développement désiré

6.2.1-Élevage des coqs :

Pour obtenir une bonne éclosion avec les reproducteurs est de développer des programmes d'alimentation et de gestion qui permettent un développement correct du système reproductif du mâle tout en contrôlant le potentiel de croissance et la capacité à déposer du muscle de

bréchet. Le profil de croissance du mâle est le plus important facteur qui est en corrélation avec la fertilité du lot. Les mâles doivent être pesés au moins toutes les semaines de 0 à 30 semaines d'âge et au moins toutes les deux semaines par la suite. Un bon démarrage des mâles en élevage est crucial pour l'homogénéité des poids (**tableau n°3**) aussi bien qu'un bon développement du squelette et des organes qui sont corrélés avec la fertilité future du mâle.

Tableau n°3 : l'importance de l'homogénéité sur la conformation des mâles. Institut Technique de l'Aviculture (2002) :

Situations de terrain qui donnent de bons résultats		
<p>Un mâle compact avec un contrôle strict du poids</p> <p>Taille de la grille 45-46 mm de largeur et 60 mm de hauteur</p> <p>Résultat : Une bonne persistance d'une fertilité élevée</p>	<p>Un mâle plus grand avec un bon contrôle du poids en production</p> <p>Taille de la grille 45-46 mm de largeur et 60 mm de hauteur</p> <p>Résultat : Une bonne persistance d'une fertilité élevée</p>	<p>Un mâle plus grand sans un bon contrôle du poids en production</p> <p>Utiliser un aliment mâle avec 12-13 % de protéine pour obtenir une forme en « V » du muscle du bréchet</p> <p>Résultat : Une fertilité acceptable avec de la persistance</p>

Après 16 semaines d'âge, il faut stimuler les mâles de façon constante avec l'alimentation pour s'assurer du développement des testicules et du poids. Tout sévère stress ou baisse de poids ou même stagnation entre 18 et 27 semaines d'âge seront le résultat de testicules plus petits et moins homogènes, source de premières éclosions plus basses et d'une fertilité plus faible tout au long de la période de production. Une légère perte de poids résulte dans une réduction immédiate de la qualité du sperme.

6.2.2-La recharge :

La recharge est l'addition de jeunes mâles dans un vieux lot pour compenser le déclin de la fertilité qui existe ordinairement après 45 semaines d'âge. Suite à une baisse de l'intérêt qu'il a concernant l'accouplement (qui est naturelle après 35-40 semaines d'âge), une baisse de la qualité du sperme (qui est naturelle après 55 semaines), une plus faible efficacité

d'accouplement (une mauvaise gestion des mâles les rendant en mauvais état tel que le poids, ou les pattes et les pieds etc.) et un excédent de mortalité chez les mâles qui réduit trop le ratio mâle/femelle.

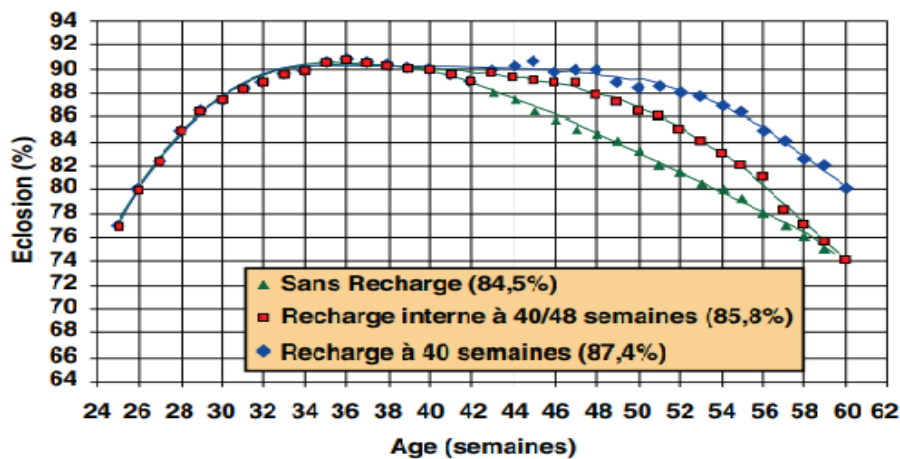
La réponse en pic de fertilité est obtenue approximativement 2-3 semaines après la recharge. De façon générale les résultats de la recharge sont une augmentation de 2 à 3 % de l'éclosion totale.

6.2.3-La recharge et la démarche sanitaire :

Les mâles devraient venir que d'un seul lot. Le lot devrait être testé de façon sérologique 5 à 7 jours avant le transfert. Testez pour les Mycoplasmes et autres maladies appropriées telles que : AI, TRT et les salmonelles en environnement. De même, vérifiez l'absence de parasites externes (vers, poux ...) et toute autre suspicion de maladie (choléra). Tout résultat positif ou suspect devra stopper le transfert. Planifiez la date et le transport pour minimiser le contact avec d'autres volailles. Utilisez un véhicule clos autant que possible.

(Figure n°11) indique les résultats basés sur des lots non rechargés, rechargés à 40 semaines, ou rechargés en interne à 40 et 48 semaines. (Ils montrent l'éclosion cumulée à 60 semaines d'âge dans chaque cas).

Figure n°11 : Taux d'éclosion par apport à la recharge des mâles (ITAVI (2009).



7-Le microbisme :

7.1-Définition :

Le terme de microbisme englobe un ensemble très disparate composé d'agent nuisible ou indifférent voire utiles, selon (Goret, 1954 et Toma, 1973). Donc dans le microbisme tous les agents doivent être pris en considération, qu'ils soient bactéries, virus, champignons et éléments parasitaires microscopiques quelque soit le niveau de leur pouvoir pathogène.

Ces agents peuvent être classés en :

- ✓ **Agents pathogènes essentiels** : spécifiques ou non, responsables des principales maladies aviaires.
- ✓ **Agents pathogènes secondaires** : n'ayant un rôle nuisible que dans des conditions particulières et ils sont souvent à l'origine de pathologie multifactorielle. C'est le cas d'un grand nombre de bactéries et de champignons.
- ✓ **Agents commensaux ou saprophytes.**

La limite de distinction entre le 2e et le 3e groupe ne peut être nette. Un certain nombre d'agents étant opportunistes.

- ✓ **Agents microbiens utiles** : C'est le cas de la flore qu'on cherche à implanter soit pour faire face à des agents pathogènes (exemple : salmonelles) ou pour orienter la fermentation des litières. (Drouin, 1988).

7.2-Principales origines du microbisme en aviculture

On distingue deux classes de microorganismes

7.2.1-Micro-organismes capables de se multiplier dans le milieu extérieur : (voir tableau n°4) :

Tableau n°4 : les germes trouvés dans le milieu extérieur. :

MICROORGANISME	BACTERIES	CHAMPIGNONS	ARTHROPODES
Pathogènes	Dans certaines conditions de température, d'humidité et de pH		Poux Puces acariens
	Pseudomonas Listéria Bacille du Rouget	Levures Aspergillus	
Commensaux et saprophytes	- Innombrables - Peuvent être pathogènes par opportunisme		

7.2.2-Micro-organismes se multipliant dans des organismes vivants :

Ils constituent la plus grande partie des agents pathogènes pour la volaille. Leur présence dans le milieu extérieur est considérée comme une pollution. En fonction de leurs origines, on distingue : les sources, les matières virulentes, les réservoirs et les vecteurs de ce microbisme. (Drouin, 1988) voir (tableau n°5).

Tableau n°5 : le microbisme dans le milieu avicole *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz., 1985,p 8* :

SOURCES (multiplication des microorganismes)	MATIERES VIRULENTES	RESERVOIRS (conservation du microbisme)	VECTEURS
<u>Volaille vivantes</u> - Porteurs sains . Poussins toutes espèces . Adultes - Porteurs en incubation - Malades - Porteurs guéris	- Matières fécales - Jetage - Duvet - Cadavres - Œufs - Denrées d'origine avicole - Sous produits et déchet de couvoir, d'abattoir et de restauration	- Litières, fumiers, lisiers - Poussières - Eau des abreuvoirs - Eau de ruissellement - Sols d'élevage - Les différents ateliers et locaux de la filière - Les effluents - Les véhicules	- L'air, les poussières, les gouttelettes de pflüge - L'eau polluée - Le matériel d'élevage et de soins - Le matériel de conditionnement - L'aliment - Les véhicules - Les volailles
<u>Animaux domestiques et autres productions animales</u>	Déjections, cadavres et autres effluents issus de la filière de ces productions	Animaux domestiques de rente ou non avec les éléments du milieu extérieur cités ci-dessus qui leur sont attenants	
<u>Oiseaux et animaux sauvages, rongeurs</u>	Leurs déjections, nids, cadavres...	Oiseaux et animaux sauvages, rongeurs, invertébrés (insectes, larves, mollusques, vers...)	
<u>Homme</u>	Boues et effluents des égouts et stations d'épuration	L'homme : cheveux , mains, vêtements, chaussures, véhicules.	

7.2.3-Influence des maladies infectieuses sur la reproduction :

Elle s'exerce selon plusieurs mécanismes, et leur action se manifeste à plusieurs niveaux :

- sur les poules pondeuses, en réduisant l'intensité de ponte;
- sur le comportement sexuel des coqs, en entraînant la production d'un nombre anormalement élevé d'œufs clairs;
- sur les qualités physico-chimiques des différentes parties de l'œuf, et notamment la coquille, en entraînant une pénétration rapide des germes de surface;

- Au moment de l'éclosion, en entraînant une mortalité importante des poussins par prolifération microbienne ou insuffisance des réserves;
- Altérations provoquées par les traitements.

7.2.4-Affections bactériennes :

Nous n'intéressons que sur les principales affections attribuées à des germes microbiens caractérisés (Tableau n°6) :

7.2.4.1-Pullorose :

Dans sa forme aiguë, chez la poule adulte, la pullorose causée par **Salmonella pullorum gallinarum** entraîne des lésions viscérales (foie, intestin, grappe ovarienne, etc.). Il en résulte une mortalité relativement élevée, notamment par ponte abdominale et péritonite. Les mâles peuvent devenir inféconds mais, en cas de fécondation, une quantité importante de bactéries peut être transmise par le vitellus.

Dans ce cas, la mortalité embryonnaire survient en cours d'incubation.

Dans la forme subaiguë, la baisse de ponte est plus atténuée. La mortalité des adultes est surtout consécutive aux accidents de ponte; on observe alors la présence d'œufs tachés de sang. L'infection de l'embryon est plus irrégulière; la mortalité embryonnaire existe mais son incidence est plus discrète. Par contre, au moment de l'éclosion, la transmission horizontale de *S. pullorum* est une voie de contamination plus importante et la cause d'une mortalité relativement élevée en période de démarrage.

7.2.4.1.1-Autres salmonelloses :

Un certain nombre de serotypes de salmonelles autres que *S. pullorum gallinarum* sont régulièrement isolés sur les poussins en élevage. La contamination verticale vraie par le vitellus (**figure n°12**) est exceptionnelle. Par contre, la contamination au niveau du cloaque est le mode habituel de transmission. Les salmonelles présentes dans le tube digestif des reproducteurs entraînent une contamination de surface des œufs à couver. La multiplication des bactéries va être favorisée au moment de l'éclosion, manipulations et du démarrage, surtout si les œufs n'ont pas été désinfectés immédiatement après la ponte.

La mortalité des jeunes poussins sera fonction de l'intensité de la contamination, du pouvoir pathogène de la Salmonelle mais aussi des conditions d'élevage en période de démarrage.

A ce sujet, il convient de signaler que le poussin peut se contaminer à l'élevage dans les premières heures de sa vie.



Figure n°12 Aspect d'une atteinte d'une salmonellose.

7.2.4.2-Colibacillose :

Les infections du tube digestif et surtout de la grappe ovarienne des reproducteurs sont relativement fréquentes. Elles traduisent souvent une variation défavorable dans les conditions d'exploitation des troupeaux ou une agression primaire par un agent infectieux, principalement viral. La forme septicémique chez les adultes est plus rare.

Escherichia coli, dont le nombre de sérotypes est très élevé, fait partie de la population bactérienne normale du tube digestif. Néanmoins, il peut jouer un rôle pathogène occasionnel dans le processus de production de poussins. Les signes cliniques les plus fréquents sont les chutes de ponte, d'intensité limitée, l'altération de la coquille et la baisse de l'éclosabilité. La transmission verticale vraie est possible avec ses conséquences sur l'éclosion et, surtout, la contamination des œufs en surface est facile.

Statistiquement parlant, trois souches à *Escherichia coli* sont réputées plus pathogènes que les autres : 01.K1, 02.K1 et 078.K80. Elles ne sont véritablement pathogènes pour le poussin que dans des conditions d'exploitation difficiles (variations lors de l'éclosion, du sexage, du triage, de la livraison, de la mise en place, etc.). Mais il n'est pas exclu que d'autres sérotypes, réputés moins pathogènes, puissent profiter des mêmes circonstances pour créer une pathologie chez le jeune poussin.

7.2.4.3-Pasteurellose :

Les infections par *Pasteurella multocida* (figure n°13) sont relativement fréquentes chez les reproducteurs. L'état septicémique du troupeau affecte nettement la mortalité, la courbe de ponte, la fertilité et l'éclosabilité. Les rongeurs et les chats sont souvent identifiés comme porteurs/vecteurs de pasteurellose. Les carcasses d'oiseaux morts sont un important facteur de transmission.



Figure n°13 la pasteurellose volailles (inflammation de la crête et du barbillon).

7.2.4.4-Infections à *Pseudomonas* :

Les infections par *Pseudomonas aeruginosa* sont le plus souvent inapparentes chez les reproducteurs. En revanche, au couvoir, elles peuvent entraîner des baisses du taux d'éclosion de l'ordre de 10%. Le premier signe est l'explosion des œufs en incubateur avec une odeur caractéristique. Ensuite, les poussins éclos peuvent présenter des sacs vitellins putréfiés malodorants, ceci s'accompagnant d'une mortalité élevée dans les boîtes de transport, d'un démarrage difficile avec de nouveau une élévation de la mortalité vers le 4eme ou le 5eme jour.

La transmission par l'œuf du bacille pyocyanique est admise, le germe se développant surtout dans le vitellus. Cependant, elle est surtout fréquente sur les troupeaux âgés, chez lesquels les coquilles sont poreuses et les pontes au sol élevées. Il s'agit plus d'une contamination de surface que d'une contamination ovarienne. De même, la contamination par les solutions de lavage et de trempage polluées a été décrite.

7.2.4.5-Staphylococcies :

Les infections staphylococciques sont surtout préjudiciables chez les reproducteurs dont elles affectent la fertilité, les coqs étant plus spécialement atteints et, dans ce cas, incapables d'assurer un cochage normal. En outre, l'élimination des coqs atteints nécessite une « recharge » en coqs jeunes.

Il ne semble pas que les infections staphylococciques aient une influence sur la viabilité des poussins.

Tableau n °6 Conséquences zootechniques des affections bactériennes. Possibilités diagnostiques et vaccinales :

Maladies	Altérations				Poussins		Vaccin
	Ponte	Coquille	Fertilité	Eclos.	Bactéries	AC	
Pullorose	+		+	++	++		o
Autres salmonelloses					+		
Colibacillose	+	+	+	+	+	+	+?
Pasteurellose	++		+	+	+?	+?	+?
<i>Pseudomonas</i>				+	+		o
Mycoplasmoses							
<i>M. gallisepticum</i>	+	+	+	+	+	+?	+?
<i>M. synoviae</i>			+	+	+	+?	o
Staphylococcies			+		+?		?

Conséquences : ++ : très fortes
 + : fortes
 +? : possibles
 o : nulles
 ? : inconnues

AC : anticorps

7.2.5-Infections virales :

Le (Tableau n°7) montre quelques viroses spécifiques pour l'espèce aviaire quelques illustrations de la maladie new Castle (figures n°14,15 et 16).



Figure n°14 Poulets présentant un torticollis.



figure n°15 Maladie de Newcastle chez la poule.

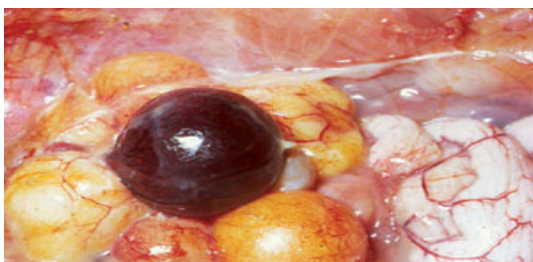


Figure n°16 Ovarite hémorragique chez une poule atteinte De new castele.

Tableau n°7 Pertes dues aux dominantes pathologiques en aviculture :

Pathologie	Taux de mortalité	Taux de morbidité	Autres	Référence
Influenza aviaire	50 – 100 %		Chute de 50 % ou arrêt de ponte	Meulemans; 1992 Laval, 1988 Brugere – Picoux, 1988
Maladie de Newcastle	50 – 100 %			Meulemans; 1992 b
Bronchite infectieuse	5 – 30 %		Chute de ponte de 50 % Condamnation de carcasses à l'abattoir	Laval, 1988 Venne et Silimi, 1992 Brugere – Picoux, 1988
LTI	5 – 70 %	90 – 100 %	Chute de ponte	Silim, 1992
Encéphalomyélite aviaire	25 – 50 %	60 %	Chute de ponte de 5 à 10 % pendant 2 semaines Par fois de 20 – 30 %	Venne et Silimi, 1992 b Laval, 1988
Reoviroses	6 %	90 %	Retard de croissance	Rekkik et Silim, 1992
Anémie infectieuse	33 %			Rekkik, 1992
Maladie de Gumboro	5 – 15 - 30 %	50 – 100 %		Vendvogel, 1992 Hollmen et all, 2000
Maladie de Marek	3 à 100 % selon la forme		Chute de ponte	Coudert, 1992 Cauchy et Coudert, 1988
Entérite transmissible de la dinde	5 – 50 %	100 %		Silim et Dea, 1992
Chlamydirose aviaire	20 – 30 %	50 – 80 %		Louzis, 1992
Salmonelloses aviaires	10 à 20% des jeunes			Lecoanet, 1992
Colibacilloses aviaires	2 – 15 % selon la forme	+ 20 %	15 – 20 % de mortalité embryonnaires 3 – 5 % de mortalité en coquille 10 – 20 % de mortinatalité chute de ponte de 60 % saisies de carcasses (42%)	Lecoanet, 1992 b Laval, 1988 De Brito et all, 2003
Pasteurelloses aviaires	26 – 50 %		60 % de saisies à l'abattoir	Schelcher, 1992
Hemophilose aviaire	0.7 – 10 %		Chute de ponte de 10 – 40 % pendant 6 mois	Haffar, 1992 Blackall, 1989 Blackall, 1999
Erysipèle	5 – 75 %	Parfois 100 %	Chute de ponte	Silim et Brugere-Picoux, 1992 Brugere – Picoux, 1988 Owings, 1995
Bordetellose	2 – 15% - 10 % 3 – 14 %			Venne, 1992 Owings, 1995
EDS 76			Chute de ponte de 40 %	Silim et Kheyar, 1992 Laval, 1988
LTI	5 – 30 %		Chute de ponte de 10 – 50 %	Laval, 1988 Brugere – Picoux, 1988
Variole aviaire			Chute de ponte de 10 – 20 %	Laval, 1988
Hépatite à Campylobacter			Chute de ponte de 20 – 30 %	laval, 1988
Ascariidose			Chute de ponte de 20 – 40 %	Laval, 1988
Syndrome grosse tête			Chute de ponte de 2 – 40 %	Laval, 1988

8-les mesures préventives contre les maladies aviaires:

Selon **Carnier** la prophylaxie est un ensemble de mesures prises pour prévenir l'apparition et le développement de la maladie. Les mesures prophylactiques sont de deux ordres: sanitaire et médical.

8.1-Prophylaxie sanitaire:

8.1.1-L'hygiène: l'hygiène a les objectifs suivants:

*Assurer une protection des élevages contre le microbisme extérieur et intérieur par des mesures d'ordre sanitaire permettant d'éviter les états pathologiques et les contaminations.

*Assurer une protection de l'environnement ;

*Assurer le bien être du cheptel.

8.1.2-Les mesures de sécurité sanitaire:

Elles sont constituées d'un ensemble de barrières ponctuelles et ou permanentes, dans l'espace et dans le temps en vue d'instaurer la sécurité sanitaire.

8.1.2.1-Les barrières sanitaires dans le temps :

Ces mesures permettent de limiter le microbisme au sein des élevages. Elles reposent sur trois principes à mettre en pratique impérativement:

-l'élevage en bande unique: c'est à la fois une seule production, une seule origine, un seul âge par élevage ;

-la décontamination du ou des poulaillers en fin de bande ;

-le maintien de bonnes conditions d'élevage (propreté, ambiance, alimentation, abreuvement) selon un calendrier déterminé, afin d'éviter de créer un milieu favorable au microbisme.

8.1.2.2-Les barrières sanitaires dans l'espace :

Elles permettent l'isolement des bandes afin d'empêcher l'introduction de Contaminants par les vecteurs animés ou inanimés.

Les volailles sont soumises aux pressions des différents agents infectieux: (bactéries, virus, parasites, coccidies).

Pour y remédier, on a recours à des mesures de prévention, ou de traitement. Ces procédures ne sont pas efficaces pour prévenir les maladies.

En conséquence, pour compléter les effets de la vaccination et du traitement, il faut un bon nettoyage et une bonne désinfection, à savoir:

- ✓ La litière, désinsectisée;
- ✓ Nettoyage du bâtiment;
- ✓ Nettoyage du matériel;
- ✓ Première désinfection;
- ✓ Période de vide sanitaire;
- ✓ Les bâtiments vont être préparés pour une bonne réception des poussins.

8.2-La prophylaxie médicale :

Il s'agit des programmes de vaccination. Le tableau n°8 est un exemple de programme de prophylaxie médicale proposé par le groupe avicole.

Tableau 8: Programme de vaccination pour la reprochair :

AGE	MALADE	VACCIN	MODE D'ADMINISTRATION
Jour 07	New Castle	La sota	Nébulisation
Jour 12	Bronchite infectieuse	H12O+IBIRD	Nébulisation
Jour 18	Gumboro	IBDL	Eau de boisson
Jour 28	New Castle	La sota	Nébulisation
6° semaine	La grippe aviaire	H9	Injectable
10° semaine	Bronchite infectieuse	H12O+IBIRD	Nébulisation
12° semaine	Encéphalomyélite	Myelovax	Eau de boisson
16° semaine	Gumboro	Gumboriffa	Injectable
18° semaine	Rhino trachéite- bronchite infectieuse- new Castle-maladie des œufs hardés	RT+IB MULTI+ND+EDS	Injectable

9-La production de l'œuf au poussin :

La production de poulet passe de la ponte à la production de poussin.

9.1-Production d'œufs :

Dans la filière chair, l'œuf, d'une manière générale et l'œuf à couver OAC 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- 65grammes) en fonction non seulement de la souche mais aussi de l'âge de la poule (**Peebles et al., 2004 ; Fassenko, 2007 ; Yalcin et al., 2008a**).

9.1.1-Contrôle du poids de l'œuf et qualité du poussin :

Un poids de l'œuf élevé en début de ponte permet d'augmenter le pourcentage d'œufs incubables au cours de la période 24-30 semaines. Mais le poids de l'œuf sera également élevé en fin de ponte, ce qui se traduira par une diminution du taux d'œufs incubables et du taux d'éclosion en fin de ponte.

Qualité du poussin : 52 g de poids d'œufs à 24 semaines.

Poids de la poulette : 1575g à 5% de ponte.

9.1.2-Soins aux œufs à couver :

En début de ponte, les œufs de poids inférieur à 52g ne seront pas incubés. Pour préserver la qualité de la poulette, il est conseillé de ne pas utiliser les œufs issus de trop jeunes reproducteurs (**figure n°17**), c'est pourquoi le standard de production d'incuber les premiers œufs à partir de 24 semaines.

9.1.3-Indication de possibles problèmes auxquels il faudra immédiatement remédier :

9.1.3.1-Œufs légers :

- Sous-alimentation.
- Des niveaux faibles de protéine ou d'énergie.
- Une mauvaise distribution d'eau.
- Maladies.
- Des températures extrêmes dans le bâtiment.
- Des poules légères.

9.1.3.2-Œufs lourds :

- Suralimentation ;
- Des niveaux élevés de protéine ou d'énergie ;
- Des poules lourdes.

9.1.4-Gestion du poids d'œuf :

- Evolution du poids corporel durant les premières semaines de production ;
- La mise en place d'un programme lumineux cyclique pendant la période de production. peut permettre l'augmentation du poids d'œuf sous certaines conditions.

L'alimentation a aussi son rôle dans l'évolution du poids d'œuf durant le cycle de production :

- Ingéré de protéines ou d'acides aminés digestibles ;
- Niveau énergétique de l'aliment ;
- Acide linoléique et teneur en huiles de l'aliment.

S	M	L	XL
Petit	Moyen	Gros	Très gros
<53 g	53-63 g	63-73 g	>73 g

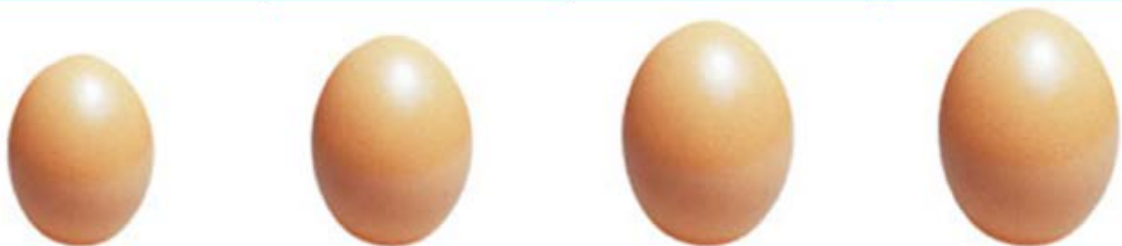


Figure n°17 les différentes tailles des OAC.

9.1.5-Conservation des nids propres :

Enlever tous les déchets et les œufs cassés, la litière des nids doit être composée de matières propres, sans moisissures et changée régulièrement.

9.1.6-Ramassage des œufs :

Il doit se faire au moins 4 fois par jour et augmenter la fréquence pendant les périodes chaudes ou froides, car l'embryon se développe à partir d'une température d'environ 22°C ce qui entraîne un risque de la mortalité précoce qui peut être confondue avec la fertilité. Un développement embryonnaire trop important avant stockage est responsable d'une

fragilisation de l'embryon. 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**).

-Les œufs souillés doivent être éliminés ;

-Les œufs pondus au sol ont des taux d'éclosion inférieurs.

9.1.7-Stockage 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. En effet, un bon stockage est synonyme d'un taux d'éclosion optimal.

-la durée de stockage des OAC à moins de 7 jours (**Christensen *et al.*, 2003Fasenko, 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**).

9.1.8-l'hygiène de l'œuf:

La désinfection des œufs est recommandée, 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 en utilisant la fumigation avec du formaldéhyde. Aucune procédure n'est efficace si l'on n'emploie pas la concentration recommandée, 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**) et que la température et l'hygrométrie sont contrôlées. Il est à rappeler que les œufs sales ne seront pas désinfectés aussi efficacement que les œufs propres.

9.2.-Caractéristiques et constitution de l'œuf de poule :

Selon (**Sauveur, 1988**) et (**Delarue, 2004**), la structure anatomique d'un œuf est composée du jaune ou vitellus, blanc ou albumen, membranes coquillières et coquille. Les parts pondérales relatives de ces constituants de l'œuf de poule sont : coquille (9,5%), albumen (61,50%) et vitellus (29%) (**Sauveur, 1988**).

9.2.1-Composition anatomique de l'OAC :

La taille et la composition des œufs sont liées à des facteurs génétiques et d'autres non génétiques.

9.2.1.1-La coquille :

La coquille, selon **Evearaert et ses collaborateurs (2007)**, 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. **Nakano et ses collègues (2003)** ont ajouté qu'elle empêche la pénétration des germes, en effet, grâce à la cuticule et avec la membrane coquillière, elle constitue la première barrière contre l'agression des micro-organismes. Son épaisseur peut être un facteur important dans l'éclosabilité (**Pedroso et al., 2005 ; Yassin et al., 2008a**).

9.2.1.2-La membrane coquillière :

Elle est dédoublée, ont indiqué **Yalcin et ses collègues (2008)**, 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.

9.2.1.3-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. (**Yalcin et al., 2008**).

9.2.1.4-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. 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 **Tona et ses collègues (2004)** ont montré que sa qualité se trouve diminuée. L'albumen en entier sert, selon **Pedroso et ses collègues (2005)**, 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.

9.2.1.5-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. (Pedroso et al., 2005).

9.2.1.6-Le vitellus (Jaune d'œuf) :

Le vitellus 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 (figure 18) qui constitue le col et le noyau de pander qui marquent le chemin de la migration de la cicatricule (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). Peebles et ses collaborateurs (2001) ont expliqué que 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. Selon eux, il existe un rapport jaune-blanc d'œuf qui varie en fonction des souches et des lignées ainsi que de la taille de l'œuf.

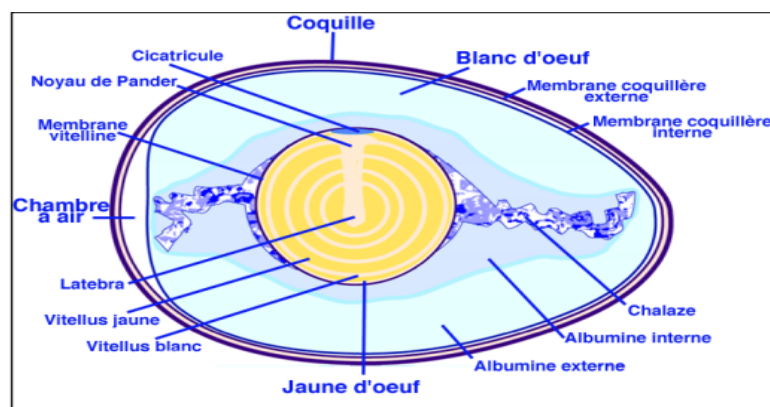


Figure n°18: Représentation schématique d'une coupe longitudinale d'un œuf de poule (Delaruc. De l'œuf à la poule. Développement embryonnaire du poulet *Gallus Domesticus*, 2004).

9.2.2-Principales anomalies de l'OAC :

Selon **Hubbard (2010)**, un œuf à couvrir idéal (**figure n°19**) aura un rapport longueur/largeur proche de 1,4/1,0, un poids et une taille en accord avec la moyenne du troupeau, pondu dans un endroit sec, propre et protégé de la poussière et issu d'un troupeau indemne de maladies. Il n'aura pas été souillé ou sali, aura une couleur homogène et sa coquille sera lisse, exempte de rugosités ou d'aspérités. (**Figure n°20**).

Les œufs qui ne correspondent pas aux critères ci-dessus, ne devraient pas être considérés comme œufs à couvrir (**Hubbard, 2010**). (**Figure n°21**) représente les œufs déclassés.

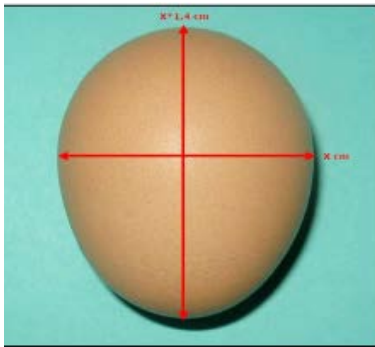
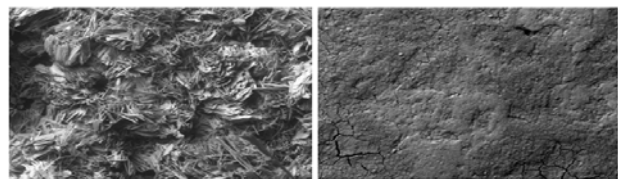


Figure n°19 : Œuf à couvrir idéal
(Hubbard. Guide d'incubation, 2010).



Coquille poreuse

Coquille lisse

Figure n°20 : présentation de l'œuf. (Guignebert. De l'œuf au poussin, miracle, 2004).



Figure n°21 : Œufs déclassés (Hubbard. Guide d'incubation, 2010).

9.3-Production de poussins :

La production de poussins se fait par incubation artificielle ou naturelle (cuvée) qui se définit comme étant l'acte d'amener les œufs à l'éclosion. L'incubation artificielle est réalisée à l'aide des incubateurs au niveau des couvoirs (Azeroul, 2006a).

10-Le Couvoir :

10.1-définition :

Tout établissement dont l'activité comprend la mise en incubation, l'éclosion d'œufs à couver et la fourniture de poussins d'un jour de l'espèce Gallus gallus en filière chair ou ponte.

10.2-Les étapes de fonctionnement dans un couvoir :

10.2.1-Réception et tri des œufs :

La réception des œufs implique une inspection générale de la quantité des œufs reçus de la ferme de reproduction. Le contrôle de qualité implique la vérification de l'identification à la réception et l'enlèvement des œufs impropres :

- **Des œufs sales** : risque de contamination des autres œufs ;
- **Des œufs à coquille fine et plissée** : sont facilement fêlés, déshydratés, contaminés ;
- **Des œufs tachés ou granuleux avec dépôt de calcium** : sont facilement cassés, déshydratés, contaminés ;
- **Des œufs à la forme anormale** ;
- **Des œufs trop gros ou trop petits** : peuvent être facilement craquelés, déshydratés, contaminés ;
- **Des œufs fissurés** : sont des œufs fragiles, contamination par les MCO, déshydratations par perte d'eau.

-Ce contrôle se fait normalement avant la mise des œufs dans les plateaux d'incubation.

10.2.2-Stockage :

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

10.2.3-Désinfection :

Les micro-organismes sur la surface de la coquille d'œuf peuvent avoir des effets nuisibles sur la couvabilité et la qualité des poussins. C'est pourquoi il importe de désinfecter les œufs justes avant l'incubation. La méthode de fumigation est la plus efficace pour l'assainissement des œufs. Par ailleurs, Les œufs déposés dans la chambre froide ont une température trop basse, pour donner aux œufs une température entre 25 et 28°C, le local de désinfection sert aussi au préchauffage des OAC.

10.2.4-Incubation :

Œuf est incubé la pointe en bas incliné à 45°. Le Code d'identification des œufs doit être marqué sur la fiche qui se trouve sur chaque incubateur. Les œufs subissent une fumigation avant l'incubation.

-une température de 100°F(37,5).

-L'hygrométrie est de 84 à 86%.

- La température est de 100°F du 1er jour au 11^{ème} jour (œufs endothermique les embryons ont besoin de chaleur) et 99 ¾ du 12^{ème} jour au 19^{ème} jour d'Incubation (œuf exothermique : la croissance embryonnaire dégage de la chaleur.).

- Le retournement automatique chaque heure.
- Le pointage des machines se fait 4 fois par jour.

10.2.5-Transfert :

Après environ 18 jours d'incubation, les œufs sont transférés à l'éclosion. On mire(le mirage) souvent les œufs avant de les transférer à l'éclosion afin de pouvoir enlever les œufs stériles et les œufs contenant des embryons morts. Si le pourcentage d'œufs clairs (vierges) dépasse les attentes, une analyse des œufs clairs (vierges) peut aider à déterminer le problème d'une faible couvabilité ou d'une mauvaise qualité des poussins. Cette opération ne se fait pas actuellement à défaut de la mireuse. Le transfert des œufs se fait des plateaux d'incubation aux caisses d'éclosion. Il ne doit pas durer plus que 30minutes. Si les œufs restent plus longtemps hors de la machine, il y a risque d'une baisse importante de leur température.

10.2.6-Eclosion :

Pour éclore, les œufs sont chargés dans les éclosions qui ont les mêmes caractéristiques qu'un incubateur, démunie seulement d'un système de retournement d'un jeu de résistance et du régulateur de la température et doté de bobines électromagnétiques pour permettre une amenée d'eau au cooling plus forte que celle de l'incubateur.

-Température : 99,5F.

-Humidité : 92 à 94%.

La fiche contenant le code d'identification doit être transférée également avec les œufs et placée sur l'éclosoir.

Le programme d'éclosion commence et dure environ 3 jours. Les poussins sont traités TH5 ou BESTOP pour réduire la contamination par des micro-organismes pathogènes. Après 21 jours

à lieu l'éclosion, de ce fait on précède au tri et au comptage des poussins, lesquels sont mis par 100 dans des cartons troués pour l'aération et déposées dans la salle d'expédition qui est une salle dotée d'un climatiseur automatique. Les poussins déformés, chétifs, mal cicatrisés ou présentant une anomalie quelconque sont éliminés catégoriquement.

10.2.7-Stockage et expédition :

Le stockage des poussins d'un jour se fait à :

- ♣ Température située entre 22 et 28°C et uniforme dans tout le local de poussins.
- ♣ Humidité relative doit se situer entre 50 et 60%.

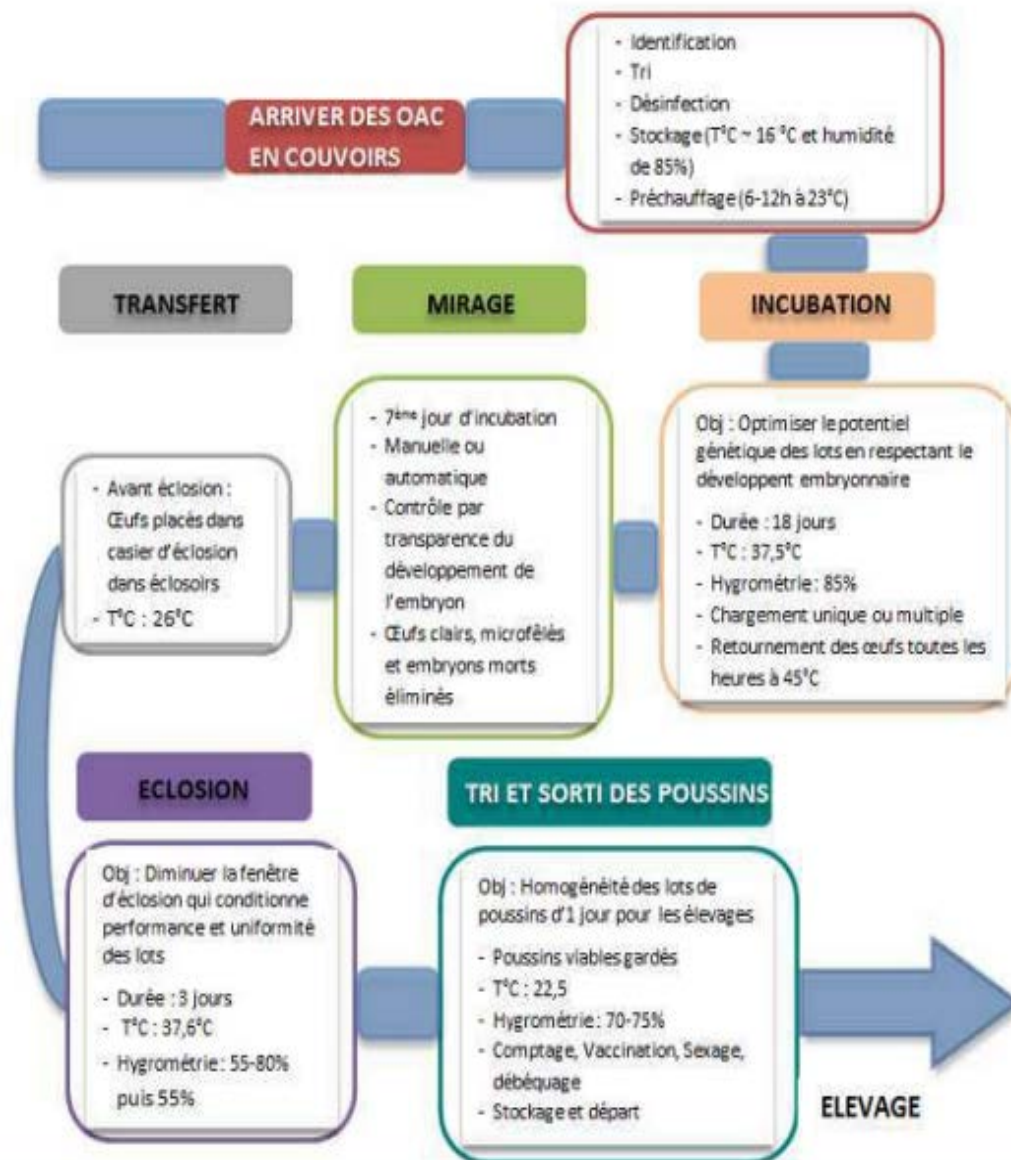


Figure n°22: Étapes de fonctionnement d'un couvoir.

11-Développement embryonnaire :

Illustré dans la **figure n°23** et résumé dans le **tableau n°9**

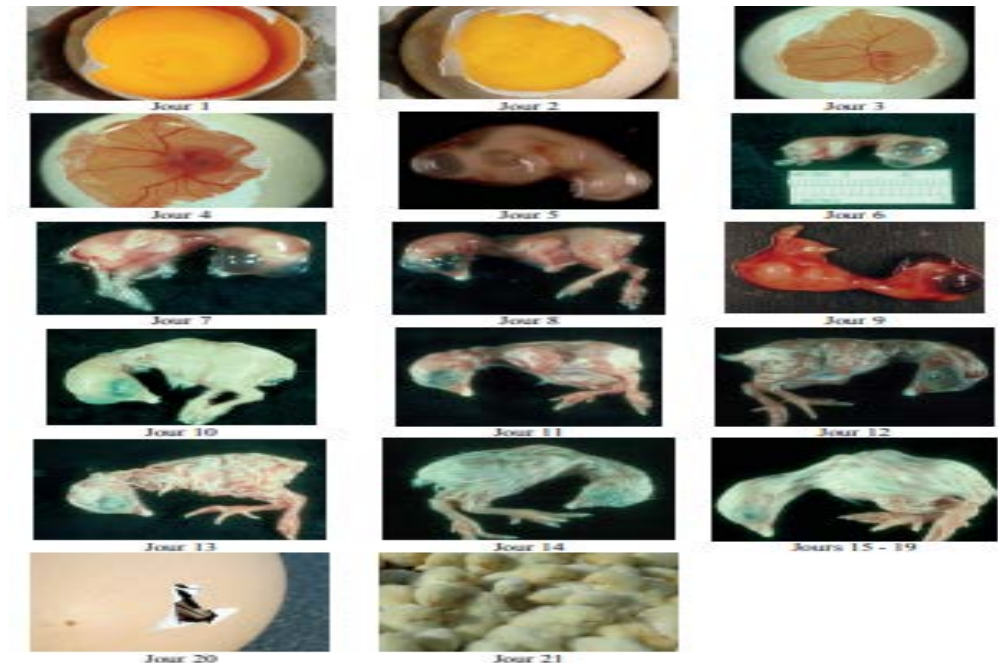


Figure23 : Chronologie du développement embryonnaire du poussin. (Blake et al., 2011).

Tableau n°9: Chronologies du développement embryonnaire du poussin à partir du 3ème jour d'incubation. (Larbier et Leclercq, 1992) :

Jour d'incubation	Taille (cm)	Principales modifications morphologiques apparentes
3	1	Apparition des bourgeons des pattes et des ailes, pigmentation des yeux.
4	1,3	Allongement des bourgeons des pattes, la tête commence ses premiers mouvements.
5		Cloisonnement du cœur et mouvements du tronc
6	1,8	Ebauche du bec et apparition de quatre doigts bien distincts à chaque patte.
7		Les plumes s'organisent en rangées, formation des sacs aériens.
8	2,2	Articulation des membres, formation de l'oreille externe.
10		Formation de la crête et des paupières.
12	4,5	Apparition de duvet sur les ailes et fermeture des paupières.
14		Le corps est entièrement recouvert de duvet.
18		La tête bien inclinée à droite s'engage sous l'aile.
19-20		Le bec est dans la chambre à air, début de la respiration. Le sac vitellin est entièrement dans cavité abdominale.
21		Éclosion.

11.1-Les paramètres déterminant l'embryogénèse au niveau du couvoir :

Pour un bon développement embryonnaire et une éclosion vers le 21ème 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**).

11.1.1-Température :

D'après **Joseph et ses collègues (2006)**, 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. **Leksrisompong et ses collaborateurs (2007 et 2009)** ont précisé que 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. Ces observations sont en accord avec celles de (**French, 1997**) qui a distingué, durant l'incubation, 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.

11.1.2-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% soit 92% entre 19-21 jours (**Kirk et al., 1980**). (**Bruzual et ses collègues en 2000**) et (**Peebles, 2004**) ont affirmé que 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.

11.1.3-Ventilation et niveau de CO2 :

Hassanzadeh et ses collaborateurs (2004) ont accusé la ventilation et le niveau de CO2 dans les problèmes de l'ascite. En effet, l'ascite provoque d'énormes pertes en industrie de la volaille 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**). D'après (**Tona, 2005**) et (**Smit ,2008**) et leurs collaborateurs, La concentration de CO2 dans l'incubateur, indicatrice d'un métabolisme embryonnaire actif, commence à augmenter dès le 3ème jour pour atteindre une phase de plateau vers J4-J5, puis continue jusqu'à J10. Mais **Everaert et ses collègues (2007)** ont signalé qu'un taux trop élevé de CO2 supérieur à 4% et de chaleur aussi, selon **Leksrisompong ses associés(2007)** et **Wineland et collaborateurs(2006)**, entre J14-J17 entraîne des effets négatifs sur le poids du poussin par diminution du poids des organes. Un taux d'oxygène insuffisant durant un métabolisme embryonnaire accru est à l'origine du même syndrome (**Decuypere et al., 2000**).

11.1.4-Retournement :

Les mouvements de retournement des œufs durant l'incubation, selon (**Deeming ,1989**) et (**Wilson et ses adjoints (2003)**), à angle de 45°, est un facteur essentiel pour le développement des membranes extra-embryonnaires et pour une orientation adéquate de l'embryon dans l'œuf avant éclosion. La fréquence de retournement optimal est de 96/jour. De bons résultats sont obtenus avec une fréquence de retournement de 1/30 mn (**Leksrisompong et al., 2007**).

11.1.5-Mirage des OAC :

Le mirage est une opération qui consiste à éclairer l'intérieur de l'œuf à l'aide d'une mireuse ou mire œuf doté d'une source lumineuse. Le mirage des œufs consiste à détecter les œufs

clairs (non fécondés), les embryons morts et de voir si le développement du poussin dans l'œuf se déroule normalement (saveur, 1988 ;wageningen et al ;1998) habituellement deux mirages sont pratiqués . le premier est effectué au 7eme ou 9eme jour d'incubation et permet de retirer les œufs non fécondés (wageningen et al., 1998) et le second au 18eme jour d'incubation pour retirer les œufs à embryon morts (wageningen et al.,1998).le mirage doit être fait avec précaution car il est responsable de 1 à 3%de mortalités embryonnaire (sauveur).

11.2-Microbisme de la coquille :

La présence des microorganismes sur les coquilles d'œufs, selon Cook et al., (2003), est presque de règle, 96% des œufs pondus en possèdent sur leur surface. C'est aussi un facteur impliqué dans la diminution de la viabilité des œufs par passage trans-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). En milieu d'humidité favorable, les germes peuvent atteindre la membrane coquillière 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).

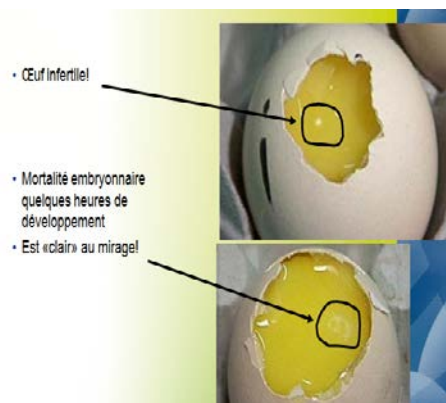


Figure n°24 différence entre un œuf clair et mortalité embryonnaire précoce.

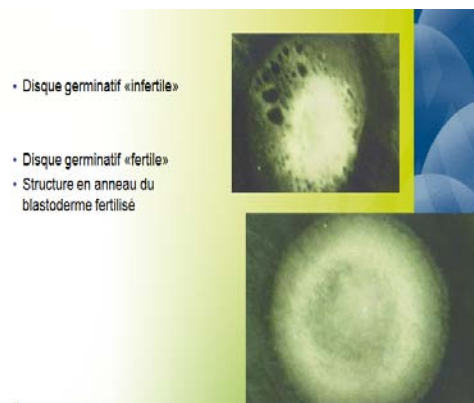


Figure n°25 Différence entre un clair et fertile le j de ponte.



Figure n°26 Stades de mortalité précoce.

Plusieurs études ont montré que le temps d'exposition aux bactéries jouait un rôle moins important que l'épaisseur de la coquille dans la prévention des contaminations (**figure n°27**). Il a ainsi été établi qu'un poids spécifique de l'œuf, supérieur à 1,080 était souhaitable.

Tableau n°10 : Qualité de la coquille et pénétration bactérienne (**Guide d'incubation F15 p8**) :

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

11.3-Les facteurs de risque de contamination :

Dans la filière avicole, deux types de dangers microbiologiques peuvent être distingués de par leur gravité et leur origine:

-Les dangers liés aux bactéries pathogènes, dont l'origine se situe le plus souvent dans l'élevage ;

-Les dangers liés aux bactéries pathogènes dont l'origine est à rechercher dans le matériel du couvoir (**figure n°27**).

11.3.1-Au couvoir :

Le manque de suivi sanitaire, une mauvaise hygiène le non respect de la marche en avant (**figure n°28**) peuvent entraîner une contamination au sein du couvoir : contamination des poussins ou des parentaux.

-Au stade poussin :

-Les volailles sont fréquemment contaminées par Salmonella, comme en témoignent différentes enquêtes (**LAHELLEC, 1987 ; LAHELLEC et al, 1986**). Ces infections peuvent provenir d'une contamination verticale.

-Les reproducteurs (souches pures, grands parentaux, parentaux): une transmission verticale de Salmonella et notamment des sérovars Enteritidis (**PROTAIS et LAHELLEC, 1989**) et Typhimurium (**SALVAT et al., 1991**) est assez largement démontrée, même si ces mécanismes ne sont pas totalement élucidés.

11.3.2-Les principales causes de mortalités embryonnaires:

11.3.2.1-Mortalités embryonnaire précoces:

Elles interviennent dans les 48 premières heures et peuvent être confondues avec les œufs infertiles. Les causes peuvent être soit l'incubation d'œufs trop âgés, soit des conditions de stockage inadaptées ou des conditions de désinfection inadéquates.

***Mortalités entre 4-5 jours :**

Elles sont faibles au cours de cette période et sont généralement imputables au couvoir (surchauffe ou absence de retournement).

Les anomalies génétiques et la mauvaise qualité de coquille entraînent des mortalités de même des contaminations de l'œuf ou certains facteurs nutritionnels.

11.3.2.2-Mortalités tardives :

Les causes sont multiples :

- Un mauvais positionnement de l'embryon;
- Un mauvais positionnement de l'œuf (incubation pointe en haut) ;
- Mauvaise qualité de coquille (perte en eau excessive) :

- Des poussins trop faibles pour éclore (humidité inadaptée, renouvellement d'air insuffisant) ;
- Un retournement brutal en cours de transfert ;
- Des œufs trop gros (perte en eau insuffisante).

11.3.3-Dans l'élevage :

L'élevage constitue le principal lieu de contamination par Salmonella et Campylobacter. Certaines défaillances au niveau des élevages peuvent être à l'origine de facteurs de risque.

11.3.3.1-Le bâtiment:

Il est indispensable de le construire dans le respect des normes, un bâtiment mal conçu favorise la contamination au niveau de l'élevage. Les germes se développent avec l'humidité au sein du bâtiment.

11.3.3.2-La litière:

Elle doit être contrôlée par les ASA régulièrement. En effet, il existe une relation sans équivoque entre les performances zootechniques et la qualité de la litière. En présence d'une litière très humide, émettrice d'ammoniac, ou trop sèche, poussiéreuse, insuffisante, les animaux ont toutes les chances de développer des pathologies qui auront une incidence économique.

11.3.3.3-L'aliment:

Pendant la phase de croissance l'alimentation doit faire l'objet d'une attention particulière quant à sa composition en protéines. Il peut être aussi à l'origine de la contamination des volailles par des Salmonelle.

11.3.3.4-L'eau :

Elle peut être quelquefois un vecteur primaire, mais elle constitue un milieu de survie et de multiplication des germes dans les abreuvoirs souillés par des matières fécales ou alimentaires. L'eau de puits utilisée peut être vectrice de germes et de contamination de la volaille. Il est donc nécessaire de vérifier la qualité de cette eau, ne serait-ce qu'une fois par an.

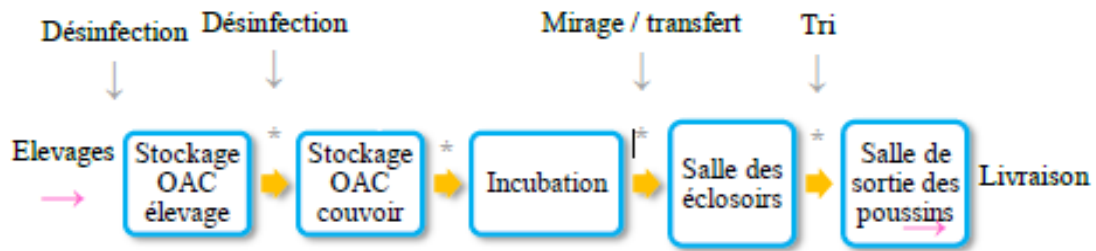


Figure n°27 : Les principales étapes de fonctionnement au couvoir.

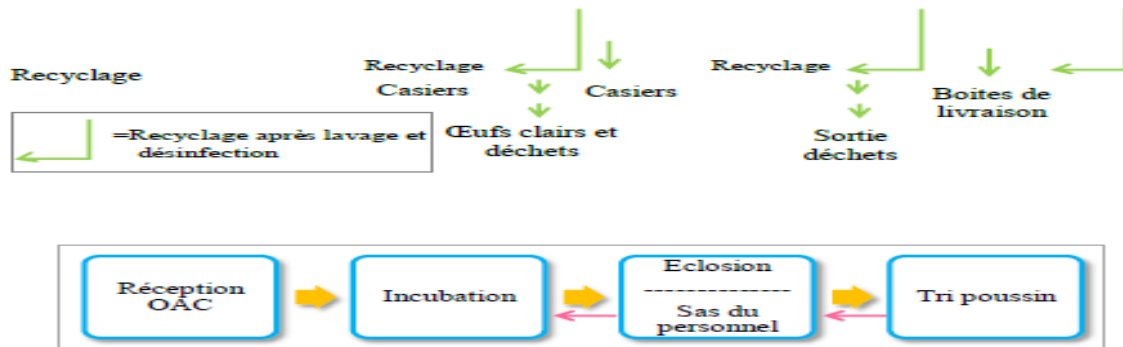


Figure n°28: Principe de la marche en avant circulation du personnel. (SNA.Charte de qualité SNA dans les couvoirs, 2003).

III-Matériel et méthodes

L'approche de notre travail s'est faite sur 02 volets :

- Le premier concerne le montage du protocole qui nous conduit à avoir suffisamment d'informations relatives à l'ambiance des élevages des reproducteurs, des œufs à couvrir et à leur mode d'incubations et d'éclosion au couvoir.
- Le second est purement bactériologique, c'est-à-dire utilisation d'un protocole de laboratoire pour déterminer le niveau de contamination bactérienne de l'air ambiant et des surfaces afin d'évaluer leurs impact sur la productivité et le taux d'éclosabilité des OAC au niveau du couvoir.

Les germes recherchés dans cette étude sont :

- Les entérobactéries (Avec identification des E.coli) ;
- Les staphylocoques (Avec recherche et identification de Staphylococcus aureus) ;
- Les salmonelles ;
- Les pseudomonas (Avec identification des pyocyanine et pyoverdine).

La période d'expérimentation s'est étalée du mois d'avril au mois de juin 2018.

III.1-Matériel

III.1.1-Description de la zone d'étude :

Cette étude a été réalisé sur les exploitations avicoles du secteur public **SPA MOSTAVI** situées à la périphérie de la commune Mostaganem et se répartissant comme suit :

-le centre d'élevage de reproducteurs type chair l'URC de Sour (Aïn Tedless) :

Abritant la bande n°35, l'effectif global à cet âge de 19 semaines est de 33946 sujets repartis sur 06 bâtiments (**figure n°29**).



Figure n°29 Localisation par satellite de l'unité URC SOUR.

L'élevage est une phase de préparation des poulettes à la production, elle s'étale du premier jour jusqu'à la 20-22 semaines d'âge suivant la souche étudiée (Turdu, 1981). Durant la quelle les mâles seront élever séparément des femelles à partir de 8^{ème} semaines d'âge afin de contrôler leurs poids, dont l'objectif est d'obtenir un poids homogène avant le transfert au centre de production avec une concordance entre la maturité sexuelle des mâles et celle des femelles (ISA, 2005).

-le centre de production (les parentaux) des Reproducteurs Chair (URC) de Selahbia (Aïn Tedless) : Logeant deux lots de poulets de chair dont le nombre de l'effectif du premier lot à cet âge 46 semaines est de l'ordre 17335 repartis sur 3 bâtiments quant au deuxième lot, il est en nombre de 16557 repartis sur 3 bâtiments à 44 semaines d'âge. (Figure n°30).

Cette phase de production s'étale de la maturité sexuelle jusqu'à la réforme, sa durée varie en fonction de la date d'entrée en ponte.



Figure n°30 Localisation par satellite de l'URC de Selahbia (Ain Tedless).

-le couvoir poussins type chair d'Aïn Nouissy : Doté d'une salle de réception d'OAC, une salle servant de préchauffage et de stockage ,de 18 incubateurs, de 3 éclosiers dont la capacité maximum est de 50400 œufs ,d' une salle servant à la fois de tri de Poussins, de vaccination et d'expédition (**figure n°31**).



Figure n°31 Localisation par satellite du couvoir Ain nuissy.

III.1.2-Enquête :

Un questionnaire est établi pour chaque type d'exploitation où sont relevées les informations concernant les éléments suivants :

- Les caractéristiques du bâtiment ;
- La conduite d'élevage (Le fonctionnement de l'exploitation) ;
- Le niveau d'hygiène de l'exploitation ;
- Les mesures de biosécurité prises au niveau de chaque exploitation ;
- Les antécédents pathologiques enregistrés ;
- Les performances zootechniques réalisées ;

En nous permettant d'établir des appréciations des qualités du nettoyage et de la désinfection mais aussi des mesures de sécurité sanitaire prises.

III.1.3-Matériel de prélèvement:

Le matériel suivant est préparé 3 jours au préalable avant la réalisation des prélèvements en quantités suffisantes (conservé au réfrigérateur) et est transporté dans une glacière propre, nettoyée et désinfectée après chaque série de prélèvement :

-Pour le contrôle bactériologique de l'air :

On utilise des boîtes de Pétri contenant les milieux de culture suivants :

*Violet Red Bile Agar (VRBG) (gélose à la bile, au cristal violet et au glucose) ; *Milieu de Chapman ; *Gélose Hektoen ; *Gelose SS (salmonelles shigelles) ; *Gelose King A ; *Gelose King B. (**Composition cf.annexes (1,2)**).

-Pour les prélèvements de surfaces :

*Ecouvillons stériles en coton (type coton tige) ; *Tubes à essai contenant 5 ml de bouillon nutritif (**Composition cf.annexe (3)**) ; *Lampe à pétrole ; * Ethanol à brûler ; * Gants stériles ; *Marqueur indélébile.

III.1.4-Matériel d'analyses :

Le matériel utilisé est celui couramment en usage dans les laboratoires de Bactériologie médicale:

Etuve réglée à 37°C ; -Boîtes de Pétri remplies de milieux de cultures spécifiques ;

-Bain mari ; -Pipettes jaugées de 1 ml (stérilisées après chaque série d'analyse) ; -Agitateur type vortex ; -Pipettes pasteur ; -Bec benzène ; -Galeries d'identification biochimique des entérobactéries (galeries classiques) ; -Tubes à essai contenant 10ml d'eau peptonée tamponnée ; -Sérums polyvalents anti OMA pour l'identification des salmonelles ;

-Milieux de cultures préparés et coulés en boîtes de Pétri (milieu de Chapman, gélose Hektoen, milieu SS, gélose King A et gélose King B, gélose VRBG) ; -Bouillon sélénite ; -Bouillon nutritif.

III.2-Méthodes :

III.2.1-Sites et nombre de prélèvements :

Varié en fonction du type de l'exploitation, en total 184 prélèvements (air et surfaces) issus des différents niveaux de la chaîne de reproduction. Les prélèvements ont été réalisés qu'une seule fois (à défaut de temps et de matériels).

Prélèvement d'air ambiant :

-Pour l'unité d'élevage, et le centre de reproduction, Les prélèvements ont été réalisés à partir de cinq endroits différents.

-Pour le couvoir : au niveau des machines (incubateurs et éclosiers) à quatre niveaux différents (Tber et al., 1994),salle de réception , salle de tri et d'expédition,salle de stockage des OAC également à quatre endroits différents.

Schéma de prélèvement de surfaces :

Centre d'élevage URC (SOUR) :

Sur les 6 bâtiments, on a effectué un seul prélèvement de surface par bâtiment, Soit de :

- *Sol (la litière) ;
- *le bas des murs (15 cm du sol) ;
- *fientes fraîches.

Soit à partir des matériels d'élevage :

- *Mangeoires ;
- *Abreuvoirs ;
- *Eleveuses.

***URC de Selahbia (Aïn Tedless) :**

De la même manière qu'URC de SOUR, sauf qu'ici on ajoute la salle de stockage d'OAC, on a prélevé à partir du bas de mur.

***Couvoir**

- salle de réception d'OAC :(2 prélèvements : la table, bas des murs) ;
- Salle de stockage (2 prélèvements) ;
- Salle d'incubation (2 prélèvements) ;
- 2 Incubateurs (2 prélèvements) ;
- 3 éclosiers (3 prélèvements) ;
- salle de tri des poussins et d'expédition (2prélèvements).

III.2.2-Moments de prélèvements :

Pour l'élevage des reproducteurs :

- *URC de SOUR : le cheptel est au cours de 20 semaines d'âge ;
- *URC de AIN TADELSS : le lot 1 est à 46 sem d'âge, le lot 2 est à 44 sem d'âge.

Pour le couvoir : Les prélèvements ont été réalisés sur :

- ✓ Les incubateurs : sont au 17eme j d'incubation.
- ✓ Les éclosiers : sont au 2eme j de la MEP.

III.2.3-Techniques de prélèvements :

III.2.3.1-Pour l'air ambiant :

La technique consiste à ouvrir (exposer à l'air libre) des boites de Pétri contenant des milieux de culture sélectifs pour chaque bactérie recherchée pendant 10 minutes (**Tber et al., 1994**). les milieux utilisées sont gélose de Chapman, gélose Hektoen, milieu SS, gélose King A et gélose King B, gélose VRBG pour Staphylocoques, Salmonelles, Pseudomonas et Entérobactéries respectivement. Les boites sont identifiées à l'aide d'un marqueur indélébile, cinq boites par bâtiment contenant chacune un des milieux sus cités).

III.2.3.2-Pour les surfaces :

Les prélèvements ont été faits selon la technique du frottis par écouvillon. Le frottis est réalisé au moyen d'un écouvillon en coton tenu par un gant propre est frotté contre la surface à contrôler sous un angle de 45°et une pression constante en la balayant selon le schéma suivant : 15 aller-retour sur la longueur et 10 aller-retour sur la largeur (pour les surfaces lisses) et en le tournant (pour les surfaces rugueuses surtout les parois).

L'écouvillon est alors récupéré dans un tube à essai contenant 5 ml bouillon nutritif pour tous les prélèvements réalisés au niveau du couvoir et ceux dans les bâtiments d'élevage. Les tubes à essai sont identifiés à l'aide d'un marqueur indélébile pour chaque surface prélevée. (**Maris, 1988 ; AFSCA, 2002**).

III.2.4-Acheminement au laboratoire et conditionnement :

Les boites de Pétri ayant été utilisées pour le contrôle bactériologique de l'air seront mises par piles (propres à chaque compartiment) dans des sachets stériles.

-Les tubes à essai contenant les écouvillons sont mis dans un portoir. Le tout est transporté le plus tôt possible dans une glacière munie de plaques eutectiques (au total 06 plaques). Toutes les exploitations se trouvent dans un rayon allant de 20 à 30 Km du lieu des analyses.

III.2.5-Analyses bactériologiques

Les analyses bactériologiques ont pour but de déterminer le niveau de contamination bactérienne de l'air ambiant (Avec identification des entérobactéries résiduelles et de Staphylocoques aureus) et des surfaces des sites d'étude.

III.2.5.1-prospection des germes

Les germes recherchés dans cette étude sont :

- Les entérobactéries (Avec identification des E.coli) ;
- Les staphylocoques (Avec recherche et identification de Staphylococcus aureus) ;
- Les salmonelles (Recherche et identification dans tous les prélèvements) ;
- les pseudomonas.

III.2.5.2-Ensemencement et lecture :

- Les boîtes de Pétri ayant servi au contrôle bactériologique de l'air sont mises à l'étuve dès l'arrivée au laboratoire (incubation à 37°C pendant 40 heures).
- Les écouvillons sont traités le jour même du prélèvement (**AFSCA, 2002**) le temps s'écoulant entre le prélèvement et l'ensemencement ne doit en aucun cas dépasser 12 heures).

Chaque écouvillon est soumis à une agitation mécanique vigoureuse type Vortex pendant un temps précis de 30 secondes.

L'isolement des entérobactéries, les staphylocoques et les pseudomonas a été réalisé sur leurs milieux sélectifs quant aux salmonelles, leurs isolement a été fait après un enrichissement sur un milieu sélectif liquide (**Humbert et Morvan, 1996**) (*cf annexe(4)*).

III.2.6-Examen macroscopique et purification :

Après l'incubation, les colonies isolées font objet d'un examen macroscopique (dimension, forme...). On procède à une purification par la méthode de stries en cas de contamination.

III.2.7-coloration Gram : La coloration Gram est la plus usitée en bactériologie. Elle permet de colorer les bactéries et de les distinguer à l'examen direct par leur aptitude à fixer le violet de gentiane (Gram+) ou la fuchsine (Gram-) (**cf annexe (5)**).

III.2.8-Tests biochimiques :

Les tests biochimiques ont été effectués à l'aide des galeries biochimiques classiques (**cf annexe (6)**).

III.2.9-Tests sérologiques :

Une réalisation d'un serotypage est nécessaire pour identifier les salmonelles avec certitude et précision en déterminant leurs formules antigéniques qui associe des antigènes O pariétaux et antigènes H flagellaires.

Les souches suspectées sont soumises aux épreuves d'agglutination rapide sur lames à l'aide des sérums appropriés. Nous avons utilisé les tests aux sérums mélanges anti-O (OMA seulement, à défaut de sérums OMB) les tests au sérum monovalent anti-O₉ et les tests au sérum anti-H (gm) (composition des sérums poly et monovalents)**cf Annexe (7)**.

Le sérum OMA possède les anticorps correspondant aux groupes A, B, D, E, L pour lesquels les facteurs O caractéristiques de groupe sont respectivement O₂, O₄, O₉, O₃, O₂₁ (**Figure 32**) Conduite du serotypage des salmonella).

Les souches suspectées sont repiquées sur gélose Hektoen et soumises aux épreuves d'agglutination rapide sur lames, à l'aide des sérums appropriés (**Figure n°32**). Puis on a utilisé les tests aux sérums mélanges anti-O (OMA, OMC seulement par manque d'OMB), les tests au sérum monovalent anti-O₉ et les tests au sérum anti-H (gm). (**Composition cf annexe(7)**).

Conduite du serotypage des salmonella

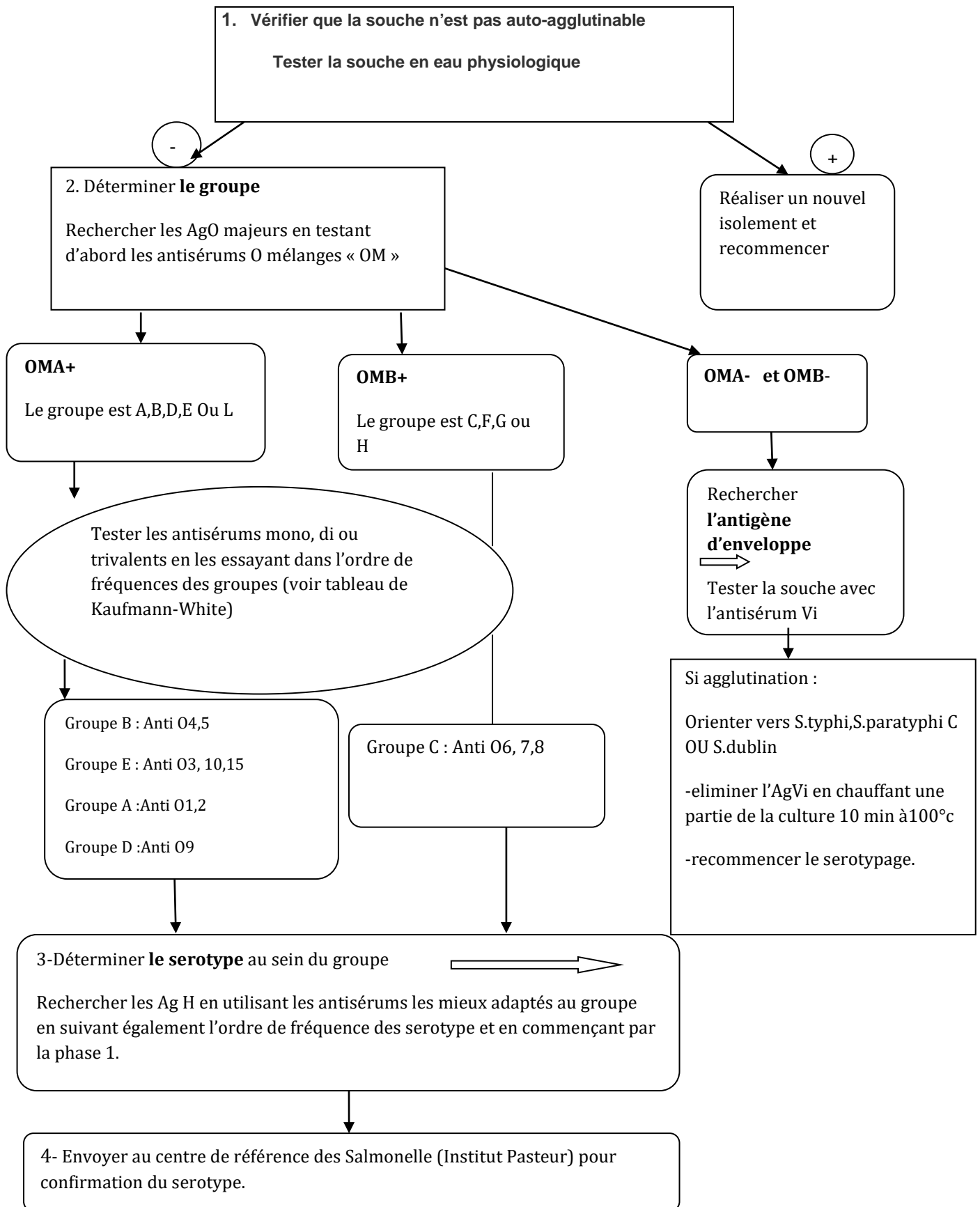


Figure n°32 : conduite de serotypage des salmonella.

IV-Résultats et discussion :

IV.1-Unité d'élevage l'URC « SOUR » :

IV.1.1-Analyse physique :

D'après les renseignements assignés par le chef de centre ,le cheptel est né en un seul lot d'éclosion , mis en place le 16/11/2017 ,élevé en bâtiment et au sol ,l'effectif total est de 36580, dont 32229 femelles et 4351 mâles répartis sur 6 bâtiments , suivant les normes habituelles de température ,abreuvement, densité, l'aliment est servi à volantié jusqu'à la 2^{ème} semaine (**Fiche technique de la bande n°35 cf annexe (15)**) Un programme lumineux adapté, une prophylaxie hygiénique et sanitaire appliquée, dès la réception du cheptel les poussins ont été mis sous les antistress (Aminovital, doxynal) programme vaccinal a été mis en œuvre dès la 2^{ème} semaine de la MEP (**Figure n°33**). Les bâtiments 3-4et 6 abritent seulement les femelles alors que dans les bâtiments 1-2et 5 les deux sexes sont élevés ensemble.

Conformément à la (**figure n°34**) on constate que dès la MEP des poussins on enregistre un taux de mortalité cumulé élevé durant la 1^{ère} et la 2^{ème} semaine qui est de 1,25% et 1,29% respectivement l'hypothèse probable est de revoir leurs historique et le stress qui ont pu subir dès la sortie des éclosiers, jusqu'à la MEP, évidemment ces interventions affectent la qualité physique des poussins sans négliger le risque d'une éventuelle contamination microbienne au couvoir.

A la naissance, les poussins possèdent un système immunitaire immature qui les prédispose pendant les premiers jours de leur vie à une colonisation rapide de 6-12 heures, complète à 15 jours et permanente durant toute la vie de l'oiseau par divers micro-organismes, commensaux ou pathogènes (**Humbert et al., 1986**). Puis un rétablissement normatif règne sur le centre. C'est à partir de la 15^{ème} semaine qu'on observe de nouveau une hausse calamiteuse en mortalité avec un pic à la 17^{ème} semaine de 2,43% dans le bâtiment (6).

*Lors de notre passage au centre à la 19 sem d'âge on a soulevé un tx de mortalité cumulé de 7,1%.(**Tableau n°11**) On a remarqué aussi une dégradation de la litière qui présente un milieu favorable au développement de micro-organismes et d'insectes (**Ernst et al, 1998**) qui peuvent assurer le transport passif de nombreux germes (virus, bactéries, parasites) voire être

des hôtes intermédiaires pour des parasites (cestodes) ce explique le tx élevé des cas de coccidiose. On a noté aussi un taux d'ammoniac très accentué (surtout les bâtiments 3-6), des cas de torticolis, boiteries et des paralysies des pattes, les sujets atteints restent cloués au sol et ébouriffés au centre de reproduction (soupçon un passage viral(Newcastle)).

L'enlèvement des mortalités se fait par semaine, leurs présences sur la litière et au contact des sujets sains est une source potentielle de contamination.

Les Chiens et chats présents dans les parages excrètent le Paramyxovirus pendant 3 jours après l'ingestion de carcasses de volailles contaminées (**Villate, 1998c**) (le risque de la Newcastle est probant).

Selon l'étude de **Rachidi-Sidhoum et Brugere-Picoux, 1992**, les staphylocoques aureus provoquent des arthrites et des synovites fréquentes chez le poulet entre 7 et 12 semaines.

Les rats et les souris rongent et consomment tout. Ils souillent ce qu'ils ne mangent pas, le rendant ainsi impropre à la consommation (**Aubry-Roces et al, 2001**). Ils sont des vecteurs excréteurs de bactéries notamment Salmonella spp (**Davies et Breslin, 2003**) Campylobacter (**Pearson, 1996**), E. coli (**Ordeur et Mainil, 2002**).

-Face à ce constat clinique, nous nous sommes incités à réaliser des analyses bactériologiques pour mettre en évidence les germes pathogènes tels que les entérobactéries, les salmonelles, Les staphylocoques responsables entre autres de cette mortalité.

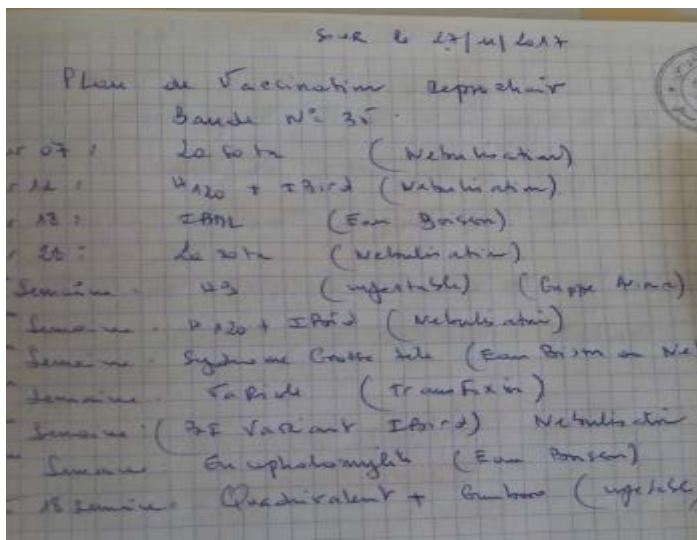


Figure n°33 plan de vaccination des reproducteurs appliqué au niveau d'URC SOUR.

Tableau n°11 : le taux de mortalité cumulé au niveau de centre d'élevage :

Bâtiments	NOMBRE D'EFFECTIF MEP	NOMBRE DE MORTALITE CUMULE	TAUX DE MORTALITE CUMULE %
BAT 1	5929	408	6,88
BAT 2	5817	387	6,65
BAT 3	5921	447	7,55
BAT 4	5870	359	6,12
BAT 5	4864	476	7,32
BAT 6	6542	521	7,96
TOTAL	36580	2598	7,10

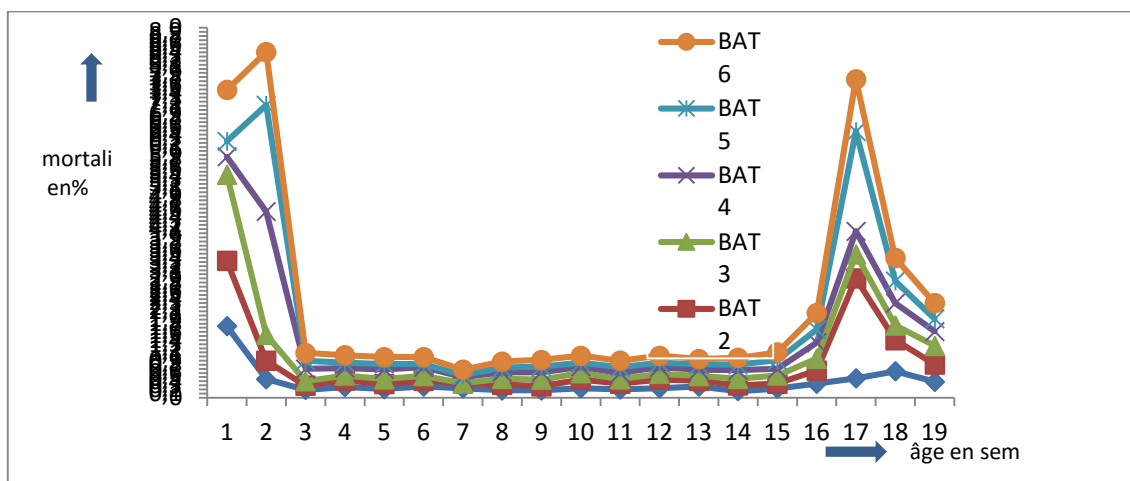


Figure n°34 Une Courbe montrant le taux de mortalité au niveau du centre d'élevage « SOUR » depuis la MEP.

IV.1.2-Analyses bactériologiques :

Les soixante cinq prélèvements de l'air et des surfaces, au centre d'élevage de la SPA Mostavi ont été analysés.

IV.1.2.1-Recherche des salmonelles :

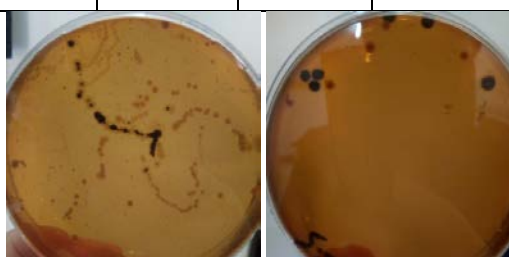
IV.1.2.1.1-Examen macroscopique et microscopique :

L'examen des 13 prélèvements au centre d'élevage nous ont révélé l'absence des salmonelles (Tableau n°12 les figures n°35 et n°36). Les caractéristiques des colonies obtenus, après

purification, ne correspondent pas aux salmonelles (**Figure n°35«A» n°35«B»**). Ceci a été confirmé par les tests biochimiques (**Tableau n°13**).

Tableau n°12 : Résultats des examens macro et microscopique des colonies isolées des prélèvements d'air et des surfaces au centre d'élevage de la **SPA Mostavi** :

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	couleur	Contour	Surface	Gram	Forme
Petite- Moyenne- grande	Arrondie Isolée- Enchainée	Rouge+ centre Foncé à noir	Régulier	Légèrement bombée	-	Bacilles
Petite- moyenne	Arrondie Isolée	Rouge sans centre noir	Régulier	Plate	-	Bacilles
Petite- Moyenne- grande	Arrondie et isolée	incolore +centre foncé	Régulier	Légèrement bombée	-	Bacilles
Petite- Moyenne	Arrondie et isolée	incolore sans centre foncé	Régulier	Légèrement bombée	-	Bacilles



A

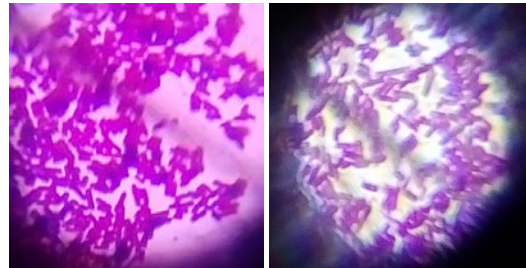
B



C

D

Figure n°35 : Observation macroscopique des colonies isolées des échantillons prélevés du centre d'élevage de la SPA Mostavi. **A** : prélèvement d'air, **B** : prélèvement de surface, **C** : purification sur gélose SS et **D** : purification sur Hektoen.



A

B

Figure n°36 Observation microscopique des bactéries après coloration de Gram (1000X), **A** : prélèvement du milieu SS, **B** : prélèvement de Hektoen.

IV.1.2.1.2-test biochimique :

Les résultats des tests biochimiques présentés dans le (**Tableau n°13**) montrent que les bactéries isolées ne sont pas des salmonelles mais des bactéries appartenant à d'autres genres.

Tableau n°13 : Résultats des tests biochimiques des bactéries isolées des prélèvements d'air et des surfaces au centre d'élevage de la **SPA Mostavi** :

BACTERIES ⇒ ↓ Milieux	BACT 1	BACT 2	BACT3	BACT4
GLUCOSE	+	+	+	-
LACTOSE	+	-	-	-
CITRATE DE SIMMONAS	-	-	-	-
MANITOL	+	-	-	+
MOBILITE	+	+	+	+
LDC	-	-	+	-
ODC	-	-	-	-
ADH	-	-	-	+
UREE	-	-	+	+
INDOLE	-	+	+	+
TDA	-	-	-	-
GAZ	+	+	+	-
H2S	+	+	+	-
ONPG	+	+	-	D
RESULTATS	Citrobacter Freundii	E. coli	Proteus vulgaris	Yersinia Pestis

d : douteux **+** : positif

- : négatif

BACT: bacteria.

IV1.2.2-Recherches des entérobactéries :

Sur les treize prélèvements de l'air et des surfacesensemencés sur le milieu VRBG, nous ont permet tous d'isoler *Escherichia coli* Ce résultat a été confirmé par les examens macro et microscopiques, après une purification (**Tableau n°14, Figure n°37 «A», n°37 «B» et n° 37 «C», Figure n°38** et par les tests biochimiques (**Tableau n°15**).

Tableau n°14 : Résultats des examens macro et microscopique des *E.coli* obtenus des colonies isolées des prélèvements d'air et des surfaces au centre d'élevage de la SPA Mostavi :

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	couleur	contour	Surface	Gram	Forme
De tailles différentes	Arrondie	Colonies rose à rouge avec une lisière rouge	Régulier et irrégulier avec halo rose clair	Bombée	-	Bacilles

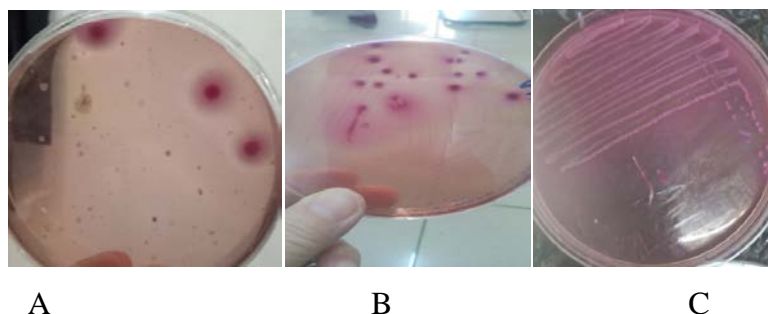


Figure n°37 : Observation macroscopique des entérobactéries. **A :** Prélèvement d'air, **B :** Prélèvement de surface et **C :** Colonies d'*Escherichia coli* après purification.



Figure n°38: Observation microscopique d'*Escherichia coli* (1000X).

Tableau n°15: Résultats des tests biochimiques des bactéries isolées des prélèvements d'air et des surfaces au centre d'élevage de la SPA Mostavi :

Milieux	RESULTAT	
GLUCOSE	+	
LACTOSE	+	
CITRATE DE SIMMONAS	-	
MANITOL	+	
MOBILITE	+/-	
LDC	-	
ODC	+	
ADH	+	
UREE	-	
INDOLE	-	
TDA	-	
GAZ	+	
H2S	-	
Clark et lubs	VP	RM
	-	+
ONPG	?	
RESULTATS	56,5% E.coli	

?: N'a pas été fait + : positif - : négatif

IV1.2.3-Recherche des *Staphylocoques aureus* :

L'examen macroscopique des colonies obtenus des 13 prélèvements de l'air et des surfaces sur milieu Chapman ont révélé l'isolement de *Staphylococcus aureus* (**Tableau n°16** et **Figure n°39**). Ceci a été confirmé par l'examen microscopique (**Figure n°40**), après purification Cet examen nous a révélé la présence des formes de bactéries en grappes. Ces formes sont caractéristiques de *Staphylococcus aureus*.

Tableau n°16 : Résultats des examens macro et microscopique des prélèvements d'air et des surfaces pour la recherche des staphylocoques :

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	couleur	contour	Surface	Gram	Forme
Même tailles Petites	isolée et ronde	Jaune doré	Régulier	Légèrement bombée	+	Cocci- grappes de raisin

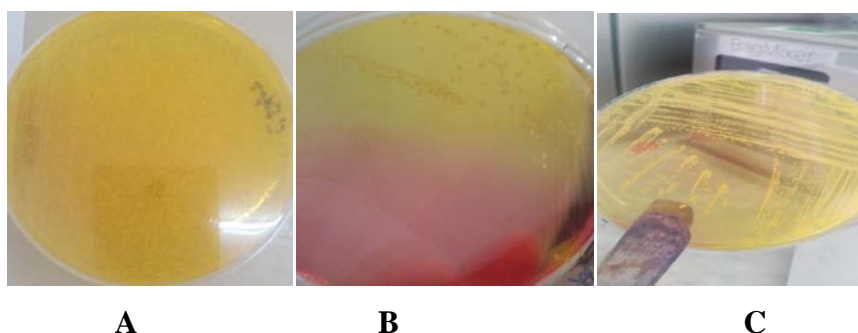


Figure n°39: Observations macroscopiques des colonies de staphylocoques. **A :** Prélèvement d'air ; **B :** Prélèvement des surfaces et **C :** Colonies de *Staphylococcus aureus* après purification.



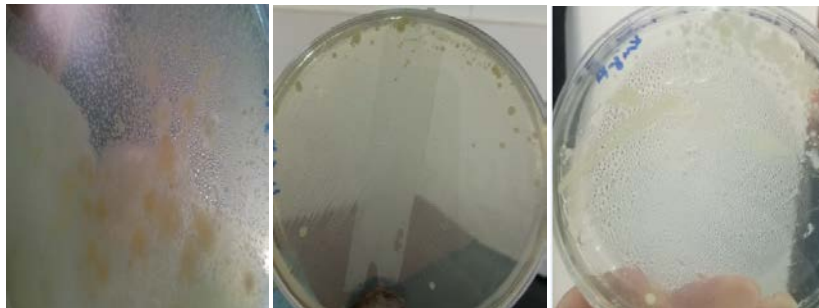
Figure n°40 Observation microscopique des bactéries de *Staphylococcus aureus* (1000X).

IV1.2.4-Identification des pseudomonas :

Les treize prélèvements d'air et des surfaces, nous ont permis d'isoler sur le milieu King A les colonies de pseudomonas (**Figure n°41 : A, B et C**). Les examens macroscopiques, après purification ont confirmé ces résultats (**Tableau n°17**).

Tableau n°17 : Résultats des examens macroscopiques des prélèvements d'air et des surfaces pour la recherche des pseudomonas sur milieu King A :

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	Couleur	contour	Surface	Gram	forme
Tailles différentes	Arrondie	Vert jaunâtre	Régulier-Irrégulier	Plate à légèrement bombée	-	Bacillus



A

B

C

Figure n°41 : Observations macroscopiques des pseudomonas sur le milieu sélectif King A. **A** : Prélèvement d'air, **B** : Prélèvement de surface et **C** : Colonies après purification.

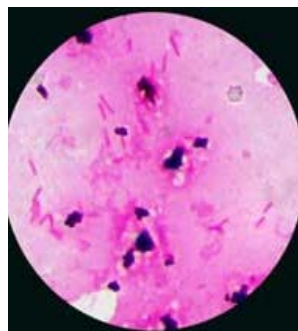


Figure n°42 Observation microscopique des bactéries de pseudomonas après coloration de Gram (1000X).

*La culture des treize échantillons prélevés d'air et des surfaces, sur milieu King B, nous a permis d'isoler les mêmes colonies caractéristiques des pseudomonas obtenus sur milieu King A (**Tableau n°18** et **Figure n°43** : **A**, **B** et **C**).

Tableau n°18 : Résultats des examens macroscopiques des prélèvements d'air et des surfaces pour la recherche des pseudomonas sur milieu King B :

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	Couleur	contour	Surface	Gram	forme
Tailles différentes	Arrondie	Vert jaunâtre	Régulier-Irrégulier	Plate à légèrement bombée	-	Bacilles

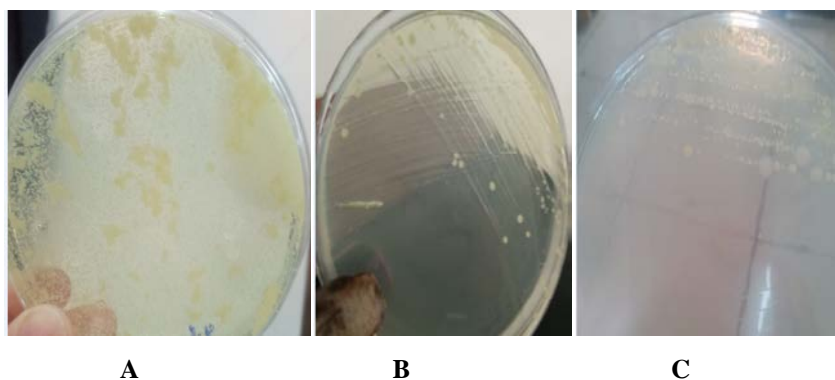


Figure n°43 Observations macroscopiques des pseudomonas sur le milieu sélectif King B.
A : Prélèvement d'air, **B** : Prélèvement de surface et **C** : Colonies après purification.

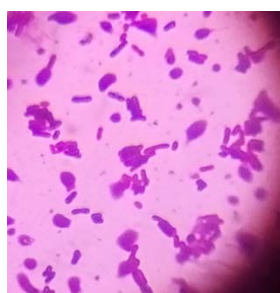


Figure n°44 Observation microscopique des bactéries de pseudomonas après coloration de Gram (1000X).

Les tests biochimiques nous ont révélé que les colonies de pseudomonas obtenus sur milieux king A et king B appartiennent aux espèces de *Pseudomonas luteola* et *Pseudomonas aeruginosa* respectivement (**Tableau n°19**).

Tableau n°19: Résultats des tests biochimiques des bactéries isolées des prélèvements d'air et des surfaces, au centre d'élevage de la SPA Mostavi, sur milieux King A et King B :

MILIEUX	BACT 1 King A		BACT 2 KING B	
GLUCOSE	+		+	
LACTOSE	-		-	
CITRATE DE SIMMONAS	+		+	
MANITOL	-		-	
MOBILITE	-		-	
LDC	-		-	
ODC	+		-	
ADH	+		+	
UREE	-		+	
INDOLE	-		-	
TDA	-		-	
GAZ	-		-	
H2S	-		-	
Clark et lubs	VP	RM	VP	RM
	-	+	-	+
ONPG	?		?	
RESULTATS	Pseudomonas luteola		Pseudomonas aeruginosa	

?: N'a pas été fait + : positif - : négatif

Les résultats, obtenus des examens macroscopiques, microscopiques et les tests biochimiques des échantillons prélevés de l'air, montrent une contamination aérienne par les germes recherchés. Cette contamination est en relation directe avec le niveau d'empoussièrement très élevé à l'intérieur des bâtiments qui est en relation avec la densité des animaux. Ces poussières issues en grande partie de l'agitation de la litière par l'activité des animaux. Les poussières peuvent être des vecteurs d'agents pathogènes (**Poss, 1998**).

Les résultats, obtenus des examens macroscopiques, microscopiques et les tests biochimiques des échantillons prélevés de l'air, révèlent que la contamination des surfaces était plus importante pour la litière (présence de tous les germes recherchés) suivie des parois des bâtiments (pleins de poussières ce qui explique la charge microbienne), puis les mangeoires et en fin les abreuvoirs. Nos résultats vont dans le même sens que les résultats obtenus par **Sauter et al., (1981)**.

La concentration microbienne était en relation directe avec le niveau d'empoussièrement et la concentration en ammoniac. Ces résultats ont été rapporté par **Wathes, et al., 1991**).

Les espèces bactériennes identifiées sont :

Escherichia coli : découlant pour la plus part du temps des poussières issues à leur tour de la litière. Il est l'un des germes les plus impliqué dans :

- Les omphalites ;
- Les septicémies et colibacillose respiratoire (un constat prouvé sur le terrain) faisant suite à une infection par les mycoplasmes ou les virus et qui peut atteindre jusqu'à 20 % de l'effectif ;
- Les affections génitales : touchant les femelles de 4 à 13 semaines d'âge ou les adultes donnant place à des chutes de ponte (au 2^e et 3^e moins de ponte) de l'ordre de 2 à 3 % par mois ;(un fait approuvé par le retard d'entrée en ponte au niveau du centre de reproduction).
- La coligranulomatose ;
- Dans quelques cas rares, des localisations articulaires Selon (**Lecoanet, 1992 b**). (des cas d'arthrites ont été soulevés également sur les reproducteurs.).

Staphylococcus aureus :

Il est l'un des germes les plus résistants dans le milieu extérieur (**Novick, 1994**). En plus de son rôle comme agent très pathogène pour les poussins au couvoir et en phase de démarrage (première semaine) (**White et al., 2003, Rachidi-Sidhoum et Brugere-Picoux, 1992**), il est impliqué dans :

*Les septicémies ; qui peuvent toucher jusqu'à 30 % de l'effectif ;

*Les abcès : surtout abcès plantaires ;

*Les arthrites et les synovites : fréquentes chez le poulet entre 7 et 12 semaines.

(**Rachidi-Sidhoum et Brugere-Picoux, 1992**).

Pseudomonas aeruginosa :

Incriminé dans les cas de septicémie, se traduisant chez le poulet par un oedème facial, une apathie, des diarrhées et des conjonctivites. (**Rachidi-Sidhoum et Brugere-Picoux, 1992**).

IV.2-URC de Selahbia (Ain Tedless) :

IV.2.1-Analyse physique :

Les courbes de ponte collectées ont été comparées à une courbe de ponte théorique proposée par le fournisseur de la souche HUBBARD F15(les données zootechniques des deux lots annexe cf (8)).

En matière de flux physique, il a été noté au niveau du lot1 (**figure n°45**), l'entrée des reproductrices en ponte est peu timide au début puis se décroche visiblement au dessus de la courbe théorique, ceci est dû selon le constat assigné par le chef de module à une maturité sexuelle précoce des mâles. On soulève également un taux de mortalité cumulé à cet âge 46semaines de 0,68%chez les mâles et de 0,31% chez les femelles ce qui est normatif conformément à l'âge actuel, il est bon de signaler que ce lot connaît une fluctuation en mortalité des mâles depuis le transfert au centre (les performances des reproductrices du lot 1 par bâtiment cf annexe (9)).

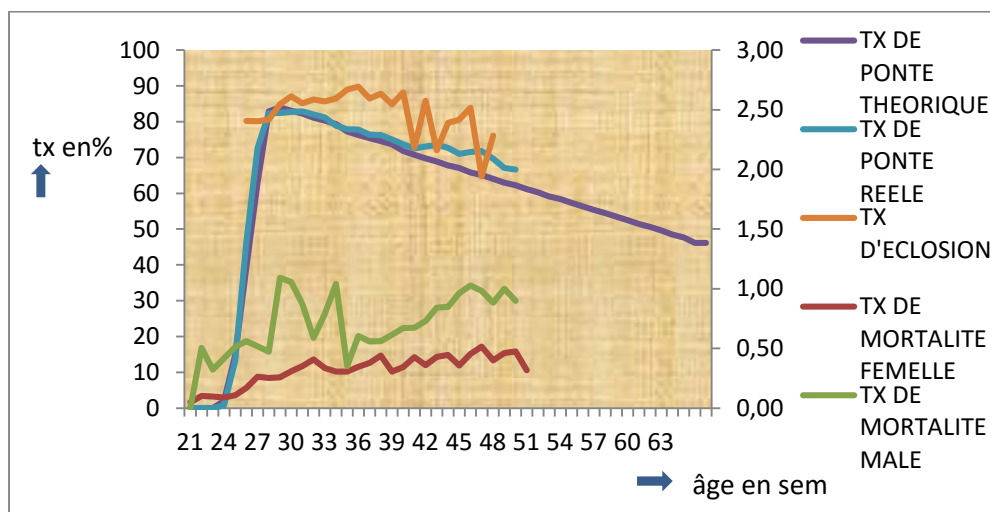


Figure n°45 les performances globales des poulettes reproductrices du lot 1.

Quant au lot 2 dont la courbe de ponte entre peu avant puis s'éloigne de la courbe théorique sans quelle puisse atteindre le pic, reste une majeure partie de la saison de ponte en dessous de la courbe théorique (**figure n°46**).

-Il a été noté que la quantité d'œufs à couver produite par les reproductrices du lot 2 et subissant un taux de mortalité hebdomadaire en moyenne de 0,11%, a été comparée à celle théoriquement produite, suivant une courbe de ponte est considérée comme une perte en OAC

engendrée par des épisodes de chute de ponte, en somme 5 chutes observées sur des périodes différentes depuis l'entrée en ponte à 24 S jusqu'à 48S, la première chute a été relevée à 28 S, suivie d'autres à (32-33S), (35-36S), (38-40S) et (43-48S) avec un écart d'une moyenne de 4,6% de la ponte théorique (performances des reproductrices du lot 2 par bâtiment (**annexe cf (10)**)).

Les chutes récidives sont compatibles avec une hypothèse infectieuse de part leurs apparition récurrente. Après notre passage sur les lieux pour les prélèvements, une chute conséquente en ponte, a été enregistrée, la production globale en OAC affiche des taux en deçà en moyenne de 7,01% comparé à celle théoriquement produite ce qui suggérerait à penser dans ce cas une circulation d'un agent pathogène par vagues. Mais le fait que ces reproducteurs étant tous vaccinés contre de nombreux pathogènes au cours de leur période d'élevage plus les traitements mis en place ont le plus souvent été suivi d'une baisse de la proportion de sujets atteints, une atténuation des signes cliniques qu'aurait engendré l'infection par un pathogène spécifique ne peut être exclue.

L'hypothèse d'une cause technique grave (coupure d'éclairage, d'alimentation, d'eau, stress intense) peut être prise aussi au sérieux dans ce type de chutes de ponte car elle provoquerait des pertes sévères, d'apparition brutale et peu durable, ce qui explique d'ores et déjà le redressement de la courbe.

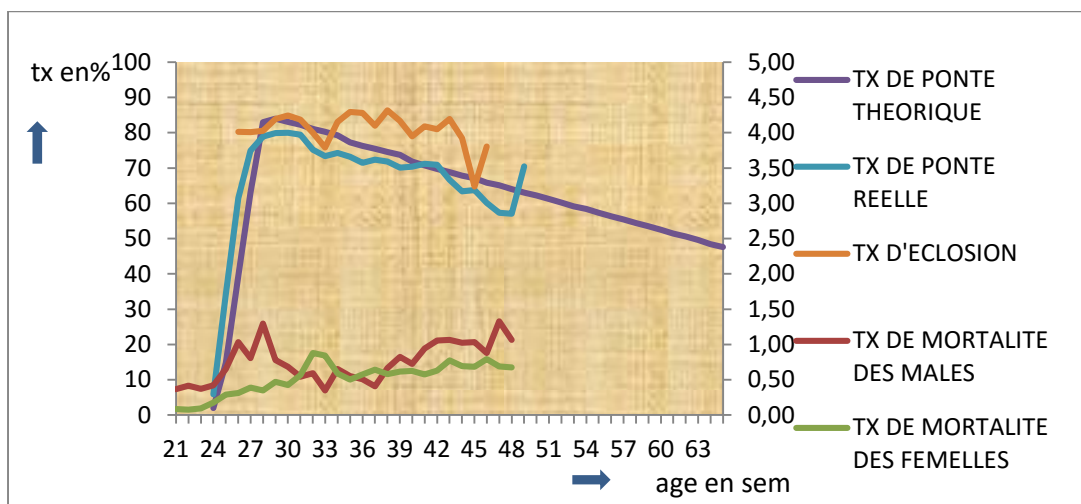


Figure n°46 la production globale et le taux d'éclosion du lot 2.

IV.2.2-Analyses bactériologiques :

Les résultats des soixante dix prélèvements d'air et de surfaces isolés de l'URC Ain Tadless des deux lots et de la chambre de stockage (**Tableau 20**) ont fait l'objet d'un examen macroscopique et microscopique puis une identification biochimique classique pour pouvoir identifier les germes recherchés.

Le Tableau 20 montre la présence ou non des germes recherchés dans les lieux concernés :

Milieux → compartiments	S.S		VRBG		KING A		KING B		CHAPMAN	
	Air	surf	Air	surf	Air	surf	Air	surf	Air	surf
Cham stock	-	-	-	-	+	-	+	-	+	-
LOT 1	+	+	+	++	+++	++	++	+	+++	++
LOT 2	+	+	++	+++	+++	+++	++	++	+++	+++

- : absence;

+ : présence

IV.2.2.1-Recherche des salmonelles :

L'examen des quatorze prélèvements prélevés sur les lieux (**figures n°47 et n° 48**) a donné les mêmes résultats résumés sur le **Tableau n°21** et révèle absence des salmonelles au centre de reproduction.

Tableau n°21: Résultats des analyses bactériologiques de la recherche des salmonelles dans les prélèvements d'air et de surfaces.

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	couleur	Contour	Surface	Gram	forme
De tailles Différentes	Arrondie- Isolée	Rouge-orange	Irrégulier-regular	Bombée	-	Bacille



A

B

C

Figure n°47 : Observations macroscopiques des colonies isolées sur milieux sélectifs. **A :** Prélèvement d'air sur SS, **B :** Prélèvement des surfaces sur SS et **C :** Colonies après purification sur Hektoen.

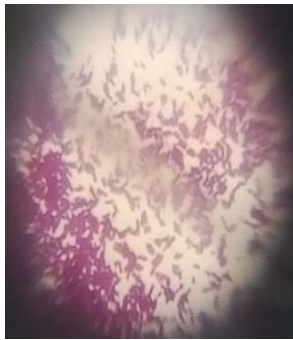


Figure n°48 : Observation microscopique des bactéries après coloration de gram (1000X).

IV.2.2.1.1-Identification biochimique :

Les résultats des tests biochimiques présentés dans le (**Tableau n°22**) montrent que les bactéries isolées ne sont pas des salmonelles.

Tableau n°22: Résultats des tests biochimiques des bactéries isolées des prélèvements d'air et des surfaces au centre de reproduction de la **SPA Mostavi :**

BACTERIES \Rightarrow ↓ Milieux	BACTERIES
GLUCOSE	+
LACTOSE	+
CITRATE DE SIMMONAS	-
MANITOL	+
MOBILITE	+
LDC	+
ODC	+
ADH	+
UREE	-
INDOLE	+
TDA	-
GAZ	+
H2S	-
ONPG	?
RESULTATS	Escherichia fergusoni

+ : positif - : negative ? : n'a pas été fait.

IV.2.2.2-Recherches des entérobactéries :

Sur les quatorze prélèvements de l'air et des surfaces prises sur le milieu VRBG (**Figures n°49et n°50**), on a pu isoler les mêmes colonies. Les résultats d'examen macroscopique et microscopiques sont présentés dans le (**Tableau n°23**).

Tableau n°23 Résultat d'examen macroscopique des colonies isolées :

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	couleur	contour	Surface	Gram	forme
De tailles différentes	Arrondie	Colonies rose à rouge avec une lisière rouge	Régulier et irrégulier avec halo rose clair	Bombée	-	bacille

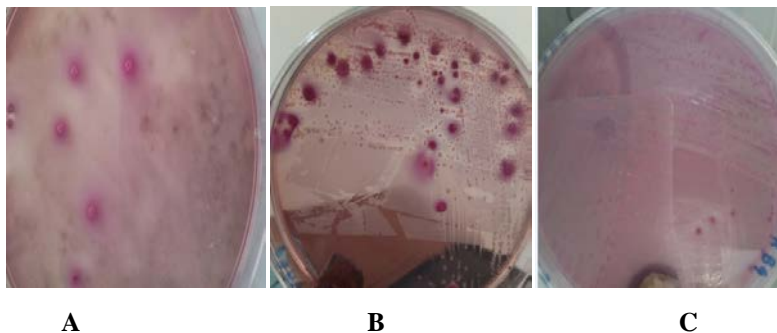


Figure n°49: Observations macroscopiques des colonies des entérobactéries. **A** : Prélèvement d'air ; **B** : Prélèvement des surfaces et **C** : Colonies après purification.



Figure n°50 : Observation microscopique des bactéries des entérobactéries après coloration de gram (1000X).

IV.2.2.2.1-TEST biochimique Les résultats des tests biochimiques présentés dans le (**Tableau n°24**) montrent que les bactéries isolées sont des *E.coli*.

Tableau n°24: Résultats des tests biochimiques des bactéries isolées des prélèvements d'air et des surfaces au centre de reproduction de la SPA Mostavi :

BACTERIES \Rightarrow ↓ Milieux	BACT 1
GLUCOSE	+
LACTOSE	+
CITRATE DE SIMMONAS	-
MANITOL	+
MOBILITE	+
LDC	+
ODC	-
ADH	+
UREE	-
INDOLE	+
TDA	-
GAZ	+
H ₂ S	-
ONPG	?
RESULTATS	Escherichia coli 1

+ : positif - : negative ? n'a pas été fait.

IV.2.2.3-Recherche des Staphylocoques aureus : Les résultats de la culture des 14 prélèvements d'air et des surfaces sur milieu Chapman et les examens macro et microscopiques sont présentés dans le (Tableau n°25 et les Figures n°51 et n°52).

Tableau n°25 : Résultats des examens macro et microscopiques des colonies isolées d'air et de surfaces :

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	couleur	contour	Surface	Gram	Forme
Même taille Petite	isolée et ronde	-Jaune sur chapman -Noir sur baird parcker	Régulier- Irregulier	Légèrement bombée	+	Grappe de raisin

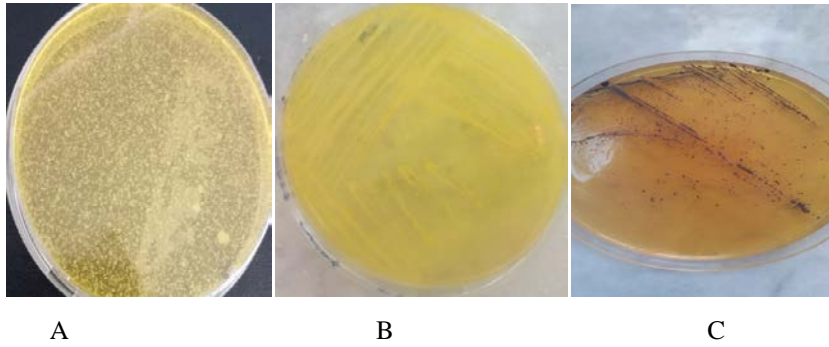


Figure n°51: Observations macroscopiques des colonies de *staphylocoques aureus*. A : Prélèvement d'air ; B : Prélèvement des surfaces et C : Colonies après purification.

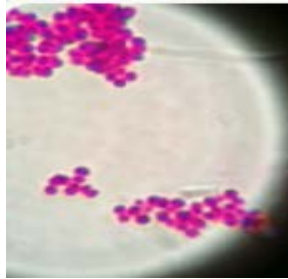


Figure n°52 : Observation microscopique des colonies de *staphylocoques aureus* après coloration de Gram (1000X).

IV.2.2.4-Identification des pseudomonas :

Culture sur milieu King A :

Les résultats de la culture sur milieu King A des quatorze prélèvements prélevés d'air et des surfaces et des examens macro et microscopiques et les tests biochimiques montrent la présence des pseudomonas (**Tableaux n°26 et, n°27**) et (**Figures n°53 et n°54**).

Tableau n°26 : Résultats des examens macro et microscopiques :

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	Couleur	Contour	Surface	Gram	Forme
Taille différente	Arrondie	Jaunâtre Citronné	Irrégulier-Regulier	Plate à légèrement bombée	-	Bacille

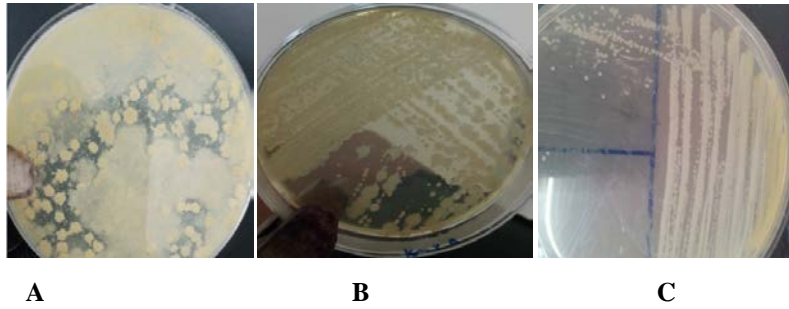


Figure n°53: Observations macroscopiques des colonies de *Pseudomonas*. **A :** Prélèvement d'air ; **B :** Prélèvement des surfaces et **C :** Colonies après purification.

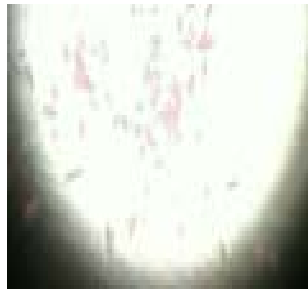


Figure n°54 observation microscopique des pseudomonas (1000X).

Tableau n°27: Résultats des tests biochimiques :

BACTERIES ⇒ ↓ Milieux	BACT 1
GLUCOSE	-
LACTOSE	-
CITRATE DE SIMMONAS	D
MANITOL	++
MOBILITE	+
LDC	-
ODC	-
ADH	+
UREE	-
INDOLE	-
TDA	-
GAZ	-
H ₂ S	-
ONPG	?
RESULTATS	<i>Pseudomonas fluorescens/putida</i>

+: positif -: negative ?: n'a pas été fait d :douteux.

Culture sur milieu King B :

Les résultats de la culture sur milieu King B des 14 prélèvements prélevés d'air et des surfaces et des examens macro et microscopiques ainsi que les tests biochimiques montrent aussi la présence des pseudomonas (**Tableaux n°28, n°29**) et (**Figures n°55 et n°56**).

Tableau n°28 : Résultats des examens macro et microscopiques :

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	Couleur	contour	Surface	Gram	forme
Taille différente	Arrondie	Vert jaunâtre	Régulier-Irrégulier	Plate à légèrement bombée	-	Bacillus

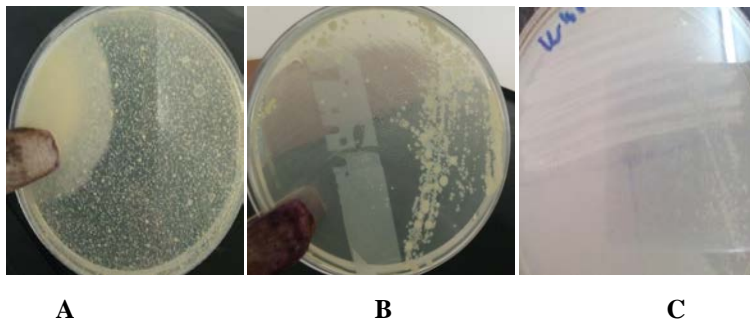


Figure n°55: Observations macroscopiques des colonies de Pseudomonas. **A** : Prélèvement d'air ; **B** : Prélèvement des surfaces et **C** : Colonies après purification.



Figure n°56 observation microscopique des pseudomonas (1000X).

Tableau n°29: Résultats des tests biochimiques :

BACTERIES \Rightarrow ↓ Milieux	BACT 1
GLUCOSE	-
LACTOSE	-
CITRATE DE SIMMONAS	D
MANITOL	-
MOBILITE	D
LDC	-
ODC	-
ADH	+
UREE	-
INDOLE	-
TDA	-
GAZ	-
H2S	-
ONPG	?
RESULTATS	Pseudomonas aeruginosa

+ : positif - : negative ? : n'a pas été fait d :douteux

Les tests biochimiques nous ont révélé que les colonies de pseudomonas obtenus sur milieux king A et king B appartiennent aux espèces de *Pseudomonas fluorescens/putida* et *Pseudomonas aeruginosa* respectivement (**Tableaux n°27 et n°29**).

L'air a montré un taux de contamination assez élevé affirmé par le grand nombre de staphylocoques et des entérobactéries. Cette charge microbienne constitue une source de contamination potentielle pour les œufs en incubateurs et les poussins en éclosions, qui peut être expliquée par la qualité de la litière (**Angen et al., 1996**) :

- La présence des ampoules usées et des fils de fer jetés qui servent à la manutention des bottes de paille.
- La présence des rongeurs, des ténébrions et des mouches, représentant aussi un apport supplémentaire de germes.
- Le niveau d'empoussièrement vient s'ajouter à la liste des polluants d'air à l'intérieur des bâtiments qui est en relation avec l'agitation de la litière par l'activité des animaux.
- La présence des habitats dispersés et des exploitations agricoles dans les parages utilisant les fientes des anciennes bandes comme engrais pour fertiliser les sols ne font que charger l'air en germes nuisibles.

- Les risques de contamination de l'environnement par les sources agricoles sont augmentés par temps de pluie en raison des ruissellements au niveau des sièges des exploitations et dans les champs sur lesquels les effluents sont épandus (**Blaustein et al., 2016**).
- Les oiseaux sauvages, les chats et chiens errants présents sur le voisinage sont également des sources de contamination potentielle en *E. coli* fécale (**Araújo et al., 2014, Withman et al., 2014**).

La contamination des surfaces était plus importante sur les éleveuses, les parois du bâtiment, puis les mangeoires et en fin les abreuvoirs.

La présence d'un nombre important d'entérobactéries sur les surfaces augmente le risque de contamination du prochain lot par les salmonelles (malgré les résultats négatifs des recherches de salmonelles sur les surfaces échantillonnées qui sont très réduites par rapport à la surface totale).

Il a été apporté que si la salmonellose intervient dans un élevage de reproducteurs, elle peut provoquer une chute de ponte, une diminution de la fertilité et de l'éclosabilité, avec une mortalité accrue des jeunes (**Ganière JP, 2004**). Sa forme chronique se manifeste surtout par des troubles génitaux avec retard à l'ovulation, une chute du taux de ponte, une ovaro-salpingite et des œufs sans coquilles (**Dinh Nam Lam et al., 2000**).

*Il faut savoir qu'un animal réceptif non sensible est un porteur et excréteur d'agents infectieux alors qu'il ne présente pas le moindre signe clinique. Cette variété d'animaux est la plus dangereuse car on ne peut pas les repérer. Contrairement l'animal réceptif sensible est facilement détecté par les signes cliniques donc son élimination est à la fois rapide et facile, par contre s'il n'est pas éliminé il présentera un risque majeur de contamination pour ces congénères car un animal durant la phase clinique présente une excrétion maximale d'agents infectieux (**Toma et al., 2001**).

*L'excrétion pendant l'incubation et celle pendant la guérison ce qui augmente les chances de passage vertical des germes aux œufs (**lahellec ,1987 ; lahellec et al, 1986**).

L'évolution peut prendre deux voies, soit la guérison avec la disparition des signes cliniques ainsi que l'agent infectieux, soit le portage chronique qui correspond à la disparition des signes cliniques mais une contamination permanente de l'environnement et des congénères (passage vertical et horizontal).

*Les animaux qui sont responsables de la persistance de l'infection sont les infectés permanents immunotolérants qui peuvent donner naissance à des sujets infectés de façon permanente (**Drouin, 1988**) ce qui explique les fluctuations dans les taux d'éclosion et les taux élevé des mortalités embryonnaires au niveau du couvoir.

IV.3-Le couvoir :

En somme 49 prélèvements ont été isolés dans différents endroits au couvoir. Les colonies ont subi par la suite des examens afin d'identifier les germes recherchés.

IV.3.1-Recherche des salmonelles :

L'examen des treize prélèvements prélevés sur les lieux (**figures n°57, n°58, n°59 et n°60**) font l'objet d'un examen macro et microscopique renforcé avec des tests biochimiques (**Tableau n°30, n°31 et n°32**), afin de rechercher la présence de colonies caractéristiques de salmonelles (**Humbert F, Morvan H, 1996**).

Tableau n°30: Résultats des analyses bactériologiques de la recherche des salmonelles dans les prélèvements d'air et de surfaces :

Recherche des salmonelles dans l'air et surfaces							
Analyses bactériologiques	Examen macroscopique					Examen microscopique	
	Dimension	Forme	couleur	Contour	Surface	Gram	Forme
BACTERIES							
BACT 1	Petite taille	Arrondie- Isolée	Bleu vert avec un centre noir	Régulier	Bombée	-	Bacille

(Lecture des colonies sur le milieu Hektoen cf **annexe(11)**).

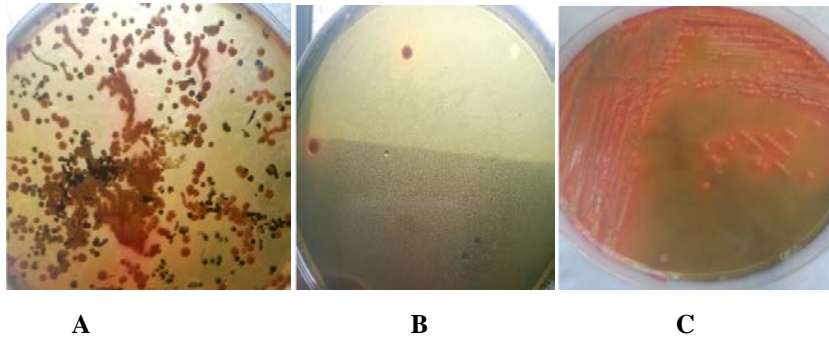


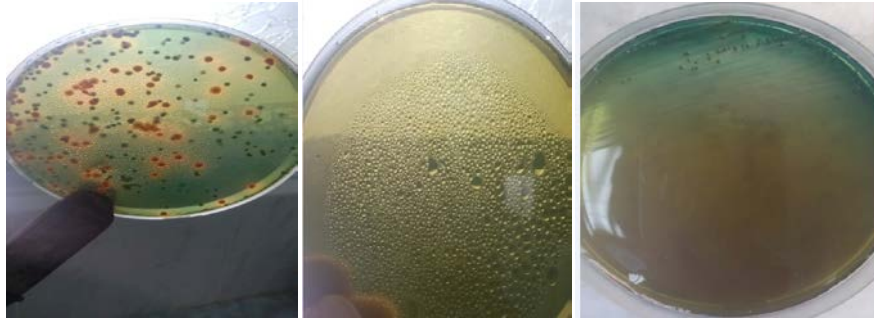
Figure n°57: Observations macroscopiques des colonies isolées sur milieux sélectifs (éclosoir 2). **A :** Prélèvement d'air **B :** Prélèvement des surfaces et **C :** Colonies après purification sur Hektoen.



Figure n°58 observation microscopique des salmonelles après coloration de gram (1000X).

Tableau n°31: Résultats des analyses bactériologiques de la recherche des salmonelles dans les prélèvements d'air et de surfaces :

Recherche des salmonelles dans l'air et surfaces							
Analyses bactériologiques	Examen macroscopique					Examen microscopique	
	Dimension	Forme	couleur	Contour	Surface	Gram	forme
BACTERIES	Petite taille	Arrondie- Isolée	Bleu vert sans centre noir	Régulier	Bombée	-	Bacille



A

B

C

Figure n°59: Observations macroscopiques des colonies isolées sur milieux sélectifs (éclosoir 1). **A :** Prélèvement d'air **B :** Prélèvement des surfaces et **C :** Colonies après purification sur Hektoen.

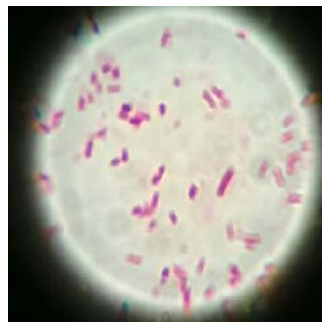
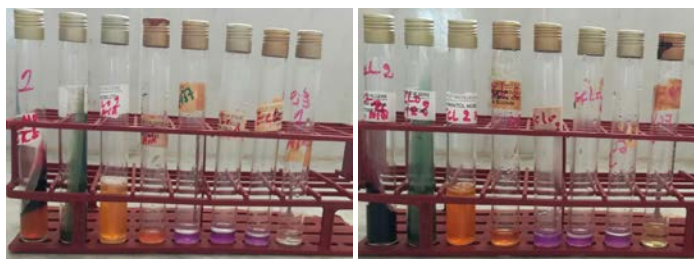


Figure n°60 observation microscopique des salmonelles (éclosoir 1) après coloration de gram (1000X).

Les résultats des tests biochimiques présentés dans le **Tableau n°31 et Figures n°57 et n°59** montrent que les bactéries isolées sont des *Salmonelles*. (Résultat du logiciel de l'identification biochimique cf **annexe (12)**).

Tableau n°32: Résultats des tests biochimiques des bactéries isolées des prélèvements d'air et des surfaces du centre de reproduction de la **SPA Mostavi**.

	BACTERIE 1"éclosoir 2"	BACTERIE 2"éclosoir 1"
KIA		
GLUCOSE	+	+
LACTOSE	-	-
CITRATE DE SIMMONAS	-	-
MANITOL	+	+
MOBILITE	+	+
LDC	+	+
ODC	+	+
ADH	+	+
UREE	-	-
INDOLE	-	-
TDA	-	-
GAZ	+	+
H2S	+	+
ONPG	-	+
RESULTATS	SALMONELLA spp	SALMONELLA spp



A

B

Figure n°61 Résultats sur différents milieux composant une galerie biochimique classique ; A : prélèvement de l'éclosoir 1, B : prélèvement de l'éclosoir 2.

Après avoir identifié biochimiquement les salmonelles, une réalisation d'un serotypage est faite pour identifier les salmonelles avec certitude.

Les souches suspectées sont soumises aux épreuves d'agglutination rapide sur lames à l'aide des sérums appropriés. Nous avons utilisé les tests aux sérums mélanges anti-O (OMA seulement, à défaut de sérums OMB) les tests au sérum monovalent anti-O₉ (**figures n°62 et n°63**) et les tests au sérum anti-H (gm) (**Figure n°64**). (Composition des sérums poly et monovalents cf **annexe (7)**).



A

B

Figure n°62 Recherche des antigènes somatique des colonies isolées de l'éclosoir 2 **A** : Agglutination sur lame avec OMA ; **B** : Agglutination sur lame avec OMC.



A

B

Figure n°63 Recherche des antigènes somatique des colonies isolées **A** : Agglutination sur lame avec OMA ; **B** : Agglutination sur lame avec antiO9.



Figure n°64 Recherche des antigènes flagellaires HMB : Agglutination sur lame avec HGP

Les résultats final ont confirmé la présence des Salmonelles dublin et Spp arizonae (Extrait du **Tableau de KAUFFMAN-WHITE cf annexe(13)**).

IV.3.2-Recherches des entérobactéries :

Sur les douze prélèvements de l'air et des surfaces isolés sur le milieu VRBG (**Figures n°65 et n°66**), on a pu isoler des colonies. Les résultats d'examen macroscopique et microscopiques sont présentés dans le (**Tableau n°33**).

Tableau n°33 : Résultats des examen macroscopique des colonies isolées de la salle de tri :

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	Couleur	contour	Surface	Gram	Forme
De taille différente	Arrondie	Rose rouge	Régulier avec halo rose clair	Bombée	-	Bacille



A

B

C

Figure n°65 : Observations macroscopiques des colonies des entérobactéries. **A** : Prélèvement d'air ; **B** : Prélèvement des surfaces et **C** : Colonies après purification.



Figure n°66. Observation microscopique des entérobactéries après coloration de gram (1000X).

Les résultats des tests biochimiques présentés dans le (**Tableau n°34**) et (**Figure n°67**) montrent que les bactéries isolées sont des *Salmonelles*.

Tableau n°34: Résultats des tests biochimiques des bactéries isolées des prélèvements d'air de la salle de tri au couvoir de la SPA Mostavi :

Milieu	BACTERIES
KIA	
GLUCOSE	+
LACTOSE	-
CITRATE DE SIMMONAS	-
MANITOL	+
MOBILITE	+
LDC	+
ODC	+
ADH	-
UREE	-
INDOLE	-
TDA	-
GAZ	-
H ₂ S	+
ONPG	-
RESULTATS	SALMONELLA spp



Figure n°67 Résultats de l'identification biochimique au niveau du couvoir (S.T).

Nous avons ensuite effectué un serotypage en utilisant les tests aux sérums mélanges anti-O (OMA) : le test au sérum monovalent anti-O₉ (**Figure n°66**) et les tests au sérum anti-H (gm) pour confirmer la présence formelle des salmonelles.



Figure n°68 Recherche des antigènes somatiques : Agglutination sur lame avec O₉.

IV.3.3-Recherche des *Staphylocoques aureus* :

Les résultats des douze prélèvements obtenus depuis l'air et surfaces (**Figure n°69**) sur milieu Chapman ont révélé l'isolement de *Staphylococcus aureus* (**Tableau n°35**) et confirmé par l'examen microscopique (**Figure n°70**), après purification Cet examen nous a révélé la présence des formes de bactéries en grappes qui sont caractéristiques de *Staphylococcus aureus*.

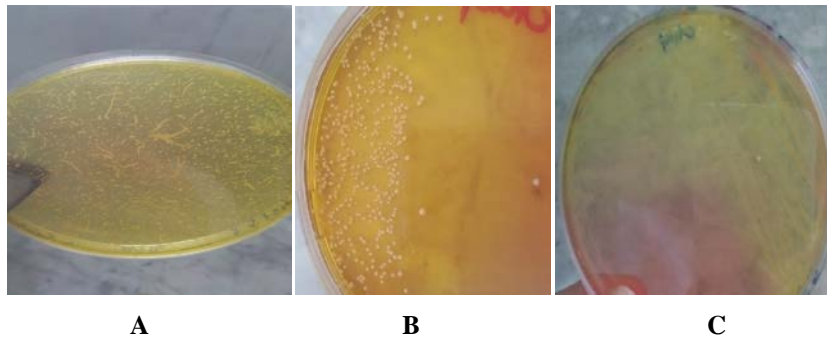


Figure n°69 Observations macroscopiques des colonies de *staphylocoques aureus*. A : Prélèvement d'air ; B : Prélèvement des surfaces et C : Colonies après purification.

Tableau n°35 : les résultats des examens macro et microscopiques des colonies isolées d'air et de surfaces :

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	Couleur	contour	Surface	Gram	Forme
Même taille	isolée et ronde	Jaune	Régulier	Bombée	+	grappes de raisin

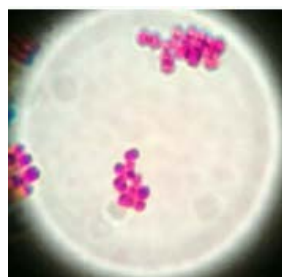


Figure n°70 Observation microscopique des colonies de *staphylocoques aureus* après coloration de Gram (1000X).

IV.3.4-Recherche des pseudomonas :

Culture sur milieu King A :

Les résultats des six prélèvements sur milieu King A prélevés d'air et des surfaces (**Figures n°71 et n°72**) ont montré après des examens macro et microscopiques et les tests biochimiques (**Tableaux n°36 et n°37**) la présence des pseudomonas.

Tableau n°36: Résultats des examens macro et microscopiques :

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	Couleur	Contour	Surface	Gram	Forme
Taille différente	Arrondie	Jaunâtre	Régulier-Irrégulier	Plate à légèrement bombée	-	Petit batonnet

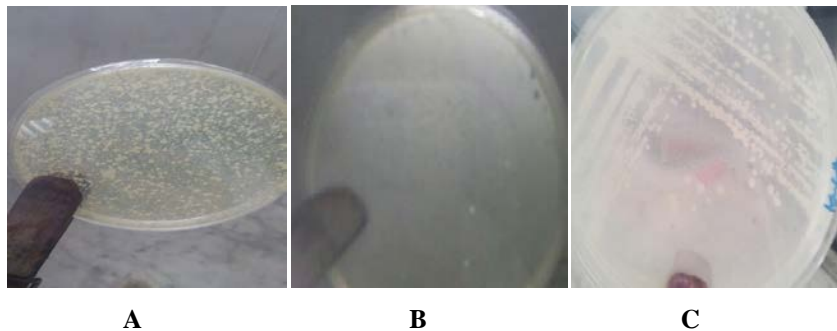


Figure n°71 Observations macroscopiques des colonies des pseudomonas. A : Prélèvement d'air ; B : Prélèvement des surfaces et C : Colonies après purification.

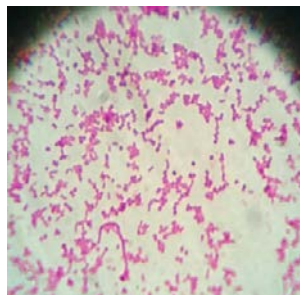


Figure n°72 Observation microscopique des colonies des pseudomonas après coloration de Gram (1000X).

Tableau n°37 : Résultats des tests biochimiques des bactéries isolées des prélèvements d'air et des surfaces au couvoir :

Milieu	BACTERIES
KIA	
GLUCOSE	-
LACTOSE	-
CITRATE DE SIMMONAS	+/-
MANITOL	-
MOBILITE	+
LDC	-
ODC	-
ADH	+
UREE	-
INDOLE	-
TDA	-
GAZ	-
H2S	-
ONPG	-
RESULTATS	Pseudomonas aeruginosa

+ : positif - : négative +/- : douteux.

Culture sur milieu King B :

Les résultats des six prélèvements sur milieu King B prélevés d'air et des surfaces (**Figure n°73 et n°74**) ont montré après des examens macro et microscopiques et les tests biochimiques (**Tableaux n°38 et n°39**) la présence des pseudomonas.

Tableau n°38: Résultats des examens macro et microscopiques au couvoir :

Examen macroscopique					Examen microscopique	
Dimension	Forme	Couleur	contour	Surface	Gram	Forme
Taille différente	Arrondie	Jaunâtre Brun jaune	Régulier- Irrégulier	Plate à légèrement bombée	-	Bacille

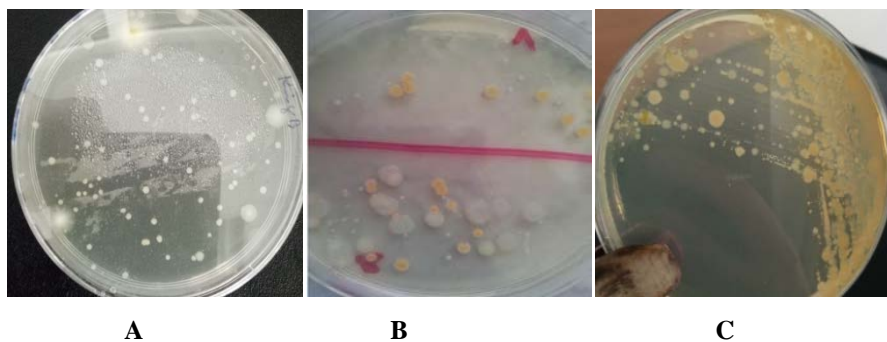


Figure n°73 Observations macroscopiques des colonies des pseudomonas. A : Prélèvement d'air ; B : Prélèvement des surfaces et C : Colonies après purification.



Figure n°74 Observation microscopique des colonies des pseudomonas après coloration de Gram (1000X).

Tableau n°39 Résultats de l'identification biochimique des pseudomonas :

Milieu	BACTERIES
KIA	
GLUCOSE	-
LACTOSE	-
CITRATE DE SIMMONAS	+/-
MANITOL	-
MOBILITE	+
LDC	-
ODC	-
ADH	?
UREE	-
INDOLE	-
TDA	-
GAZ	-
H ₂ S	-
ONPG	-
RESULTATS	Pseudomonas alcaligenes

(+): resultat positif (-): resultat négatif (?): n'a pas été fait (+/-) : douteux

N.B : La coloration brun jaune est un pigment dit caroténoïde intracellulaire qu'on peut le trouver chez *Pseudomonas mendocina* et *Pseudomonas alcaligenes*.

Les tests biochimiques nous ont décelé que les colonies de *Pseudomonas* obtenus sur milieux King A et King B appartiennent aux espèces de *Pseudomonas aeruginosa* et *Pseudomonas alcaligenes* respectivement (**Tableaux n°37 et n°39**).

Rappelons que le couvoir se trouve à proximité d'habitations, exploitations agricoles, des élevages de rente et d'un axe routier d'une importante circulation de véhicules transportant des animaux dont des volailles, ce qui augmente le risque de transmission des germes par plusieurs modalités, y compris par voie aérienne.

Les abords non dégagés (présence d'arbres et d'herbes à proximité) favorisent la rétention des poussières contaminantes et servent de refuges pour les insectes et des oiseaux on note également une présence considérable de chats vecteurs de germes (**Workman, Mathison et Lavoie, 2005 ; Newell et Fearnly, 2003 ; Bornert, 2000 b ; Alogninouwa, 1992**).

Les OAC issus des élevages de reproducteurs font l'objet d'une désinfection superficielle par nébulisation vu qu'ils sont empilés dans leurs alvéoles dans la salle de stockage, le produit par conséquent n'atteint pas forcément l'ensemble des œufs et les germes se trouvant sur les coquilles (issus généralement de la litière, des nids souillée par les fientes, d'ailleurs on a constaté un taux élevé de ponte au sol avec un seul ramassage par jour) et pourtant il est recommandé d'après la charte de qualité sanitaire dans les couvoirs de désinfecter les œufs le plus rapidement possible après le ramassage afin d'éviter l'entrée des germes par les pores de la coquille les premières heures par aspiration suite au refroidissement après la ponte au risque de contaminer le matériel et l'air à l'intérieur des machines et des salles.

Et même si l'ambiance au couvoir subit une pulvérisation à TH5 ou BESTOP ou encore une fumigation par le Sterifum cela ne réduit pas le taux de leurs contaminations surtout interne, vu que la désinfection au niveau des élevages de reproducteurs est incorrecte.

Le mirage au couvoir ne se fait pas et pourtant c'est une étape importante pour éliminer les œufs clairs et micro-fêlés, source de pollution bactériologique selon la charte de qualité sanitaire dans les couvoirs.

Il a été remarqué aussi que la marche en avant n'est strictement pas respecter ceci ne fait qu'assurer la pérennité de la contamination.

Je tiens à signaler que la fumigation par le formol des œufs à couver est fortement déconseillée entre le 1^e et le 4^e jour d'incubation (**Goater, 1988**).

Les résultats du contrôle bactériologique de l'ambiance et de surfaces des couvoirs. font ressortir les points suivants :

- Le niveau de contamination de l'air de la salle d'incubation est proche de celui de la salle de l'éclosion. Ceci est lié directement au retour de l'air chargé de germes issus de l'éclosoir à travers le couloir de transfert, vers la salle d'incubation du fait de la non maîtrise de la circulation de l'air et du personnel (photo du couloir de transfert *cf annexe (14)*).
- Le niveau de contamination de l'air de La Salle de tri et d'expédition est le même que celui de des éclosiers.
- Les éclosiers 1et 2 montrent le niveau de contamination le plus haut malgré la désinfection faite avant la MEP (selon le chef du module avec le Bestop).

-Les germes contaminants l'air ambiant vont se déposés sur les surfaces du matériel, des œufs en incubation et par conséquence sur les poussins.

-Une concentration élevée en *E.coli* dans tous nos prélèvements à savoir la salle de réception d'œufs, l'incubateur 1, les éclosiers 1-2 et la salle de tri et d'expédition.

Des études ont montré que *E. coli* est le plus associé aux infections du sac vitellin et aux omphalites (**Cortes et al, 2004**) et essentiellement celui de mortalité en coquille. Selon (**Lecoanet, 1992**), 15 à 20 % de mortalité embryonnaires, 3 à 5 %de mortalité en coquille et 10 à 20 % de mortinatalité sont dus à la contamination des œufs à couver par ce germe.

Dans une autre étude réalisée sur des œufs d'autruche par (**Dzoma et Dorestein, 2001**), le taux de mortalité en coquille en relation avec la contamination des œufs à couver par *E. coli* était évalué à 42 % et le reste était dû à leur contamination par d'autres germes :*Pseudomonas mesophilia*, *Klebsiella pneumoniae*, *Serratia liquifaciens*, *Alcaligenes xylosoxid*, *Aeromonas hydrophilia* et *Entérobacter cloacae*.

-On a pu isoler aussi une concentration conséquente en *Staphylocoques aureus* dans tous les sites cités en amont. C'est un germe ubiquiste très associé au cas d'omphalites et d'infection de la vésicule vitelline (**Rachidi-Sidhoum et Brugere-Picoux, 1992**) et du foie des poussins morts pendant la première semaine (**White et al, 2003**).

-*Pseudomonas aeruginosa*:

A été décrit comme étant un pathogène opportuniste capable d'envahir les OAC et coloniser ainsi les embryons en entraînant leur mort et celle des poussins nouvellement éclos.

Son pouvoir de colonisation des OAC est relaté à sa capacité de dégradation des protéines du vitellus rendant le milieu favorable à la pollution et l'installation des autres germes pathogènes (**Cortes et al, 2004**).

-L'explosion des OAC infectés par ce germe peut engendrer une infection par voie aérienne des poussins éclos (**Rachidi-Sidhoum et Brugere-Picoux, 1992**) cette théorie a été prouvée durant la période de notre étude au couvoir on a constaté un taux élevé d'explosion des œufs au niveau des éclosiers et les résultats de nos prélèvements le confirme aussi.

-les salmonelles ont été aussi isolées au niveau de l'éclosier 1, 2 et la salle d'opération de tri de poussins et d'expédition, ce qui explique la chute vertigineuse du tx d'éclosion de 13,70% et selon l'anamnèse établie le couvoir a déjà connu une vague de salmonellose (spp.dublin) au mois de février passé.

Les poussins échappant à cette issue au niveau des couvoirs, peuvent mourir en élevage au 4eme-5eme j jusqu'à 15eme jours avec des pics de mortalité. On peut alors constater une très forte hétérogénéité suite à la diminution du gain de poids avec des taux de mortalité et élimination variant de 10 à 20%. (**Lecoanet, 1992, Chen et al, 2002**) Les poussins déjà contaminés dès leur arrivée dans l'élevage sont un facteur de risque important. Ils contribuent à l'augmentation du niveau de contamination des bâtiments d'élevage par l'intermédiaire de leurs déjections (**Colin, 1992**). Ce constat confirme les études de **Rose et al., (1999) et de Christensen et al.,(1997)**.

-La chute du taux d'éclosion est accompagnée d'une baisse de fécondité des œufs ce qui explique la présence d'un nombre élevé d'œufs putréfiés.

*La chute de production de poussins est donc le fait d'une baisse de production d'œufs à couvrir cumulée à une baisse de fertilité des œufs et des mortalités suite à la contamination microbienne des œufs à couvrir.

V-Conclusion

Les résultats présentés dans cette étude permettent à tout le moins de fournir un ordre d'idée plus clair sur la contamination microbienne de l'air et des surfaces tout au long de la filière. Nos prélèvements et nos observations indiquent pleinement la présence des germes zoonotiques (*Salmonelles*) au couvoir et des germes pathogènes et/ou opportunistes de l'espèce aviaire (*Escherichia coli- Staphylococcus- Pseudomonas* aux différents stades des exploitations étudiées depuis l'élevage jusqu'au couvoir.

La charge microbienne était importante selon Les résultats, obtenus des examens macroscopiques, microscopiques et les tests biochimiques des échantillons prélevés des surfaces, pour la litière (présence de tous les germes recherchés) suivie des éleveuses, des parois des bâtiments (pleins de poussières), puis les mangeoires et en fin les abreuvoirs.

L'air a montré un taux de contamination assez élevé attesté par le grand nombre de staphylocoques et des entérobactéries isolées au niveau des différents maillons de production cette concentration microbienne était en relation directe avec le niveau d'empoussièrement et la concentration en ammoniac.

Les germes contaminant l'air ambiant et les surfaces vont se déposer sur les œufs au centre de production, en incubation, en éclosions et par conséquent sur les poussins.

L'enquête rétrospective menée sur les différents axes de la filière chair nous prouve qu'il existe une grande variabilité dans les conséquences des épisodes cliniques sur les performances des reproducteurs.

En effet ; l'étude de l'ensemble des courbes de pontes révèle donc une grande variabilité autour de la chute de ponte. Cette variabilité clinique est à mettre en parallèle avec les sites de l'implantation géographique des élevages reproducteurs, autour des exploitations agricoles, les plans hygiéniques et sanitaires d'élevage mis en place, la gestion des mortalités, la présence des animaux sauvages dans les parages, le non respect de la marche en avant...ect.

Les deux problématiques majeures liées à cette variabilité sont d'une part, la difficulté à évaluer les conséquences économiques des chutes de ponte et d'autre part, la difficulté à dégager les étiologies probables et crédibles à ces chutes.

En effet, notre étude expérimentale nous a dévoilé en conséquence ,l'incidence des germes recherchés dans l'air et les surfaces sur les performances du lot fortement immunisé et le lot faiblement immunisé et les dégâts engendrés sur la productivité d'OAC ainsi que sur les taux d'éclosion au couvoir car la production du poussin de bonne qualité nécessite un travail d'équipe et une bonne gestion sanitaire, hygiénique et technique à chaque stade d'élevage et de production, consolidée par une prise en charge correcte des OAC depuis les nids jusqu'à l'incubateur pour maintenir un niveau acceptable de l'environnement et réduire l'exposition à la contamination.

VI-Les perspectives :

Les salmonelloses sont des infections universellement répandues. Elles déciment fréquemment les populations animales lorsque les conditions d'hygiène ne sont pas respectées, l'homme peut en être également victime ; c'est le cas des toxi-infections alimentaires ou gastroentérites observées à la suite de la consommation de viande et ovo-produits contaminés.

Le contrôle de ces salmonelloses repose essentiellement sur une antibiothérapie. Cependant, certaines souches de salmonelles se montrent résistantes à plusieurs classes d'antibiotiques par l'acquisition de plasmides codant pour des résistances multiples (spp *enterica*).

Les multi propriétés d'*Artemisia herba-alba* qui est une plante médicinale poussant communément dans les steppes sèches nous stimulent grâce à son pouvoir et son activité antimicrobienne à lancer des recherches pour étudier leurs effets sur le taux de ponte et sur la qualité des œufs au cours d'une salmonellose expérimentale chez les reproducteurs.

Liste des Annexes

Annexe (1) : composition milieu de Chapman

Composition (pour 1 litre d'eau distillée) :

- ✓ Peptone : 11 g ;
- ✓ Extrait de viande : 1 g ;
- ✓ Chlorure de sodium:75 g;
- ✓ Mannitol:15 g;
- ✓ Agar:15 g;
- ✓ Rouge de phénol : 0.025 g ;
- ✓ pH : 7.4 à 7.5.

Annexe (2) : composition du milieu King A et King B

-Composition du milieu King A :

- Peptone dite "A" : 20,0 g ;
- glycérol : 10,0 g ;
- sulfate de potassium : 10,0 g ;
- chlorure de magnésium : 1,4 g ;
- agar purifié : 12,0 g ;
- pH = 7,2.

-Composition du milieu King B :

- peptone dite "B" 20,0 g ;
- glycérol 10,0 g ;
- hydrogénophosphate de potassium 1,5 g ;
- sulfate de magnésium heptahydraté 1,5 g ;
- agar purifié 12,0 g ;
- pH = 7,2.

Annexe (3) : composition du bouillon nutritif :

- Extrait de viande 1g ;
- Extrait de levure 2,5g ;
- Peptone 5g ;
- Nacl 5g ;
- Eau. Distillée 1L ;

- PH =7.

Annexe(4) :

La phase de pré-enrichissement : Les prélèvements réalisés sont mis dans de l'eau peptonée et incubé en étuve à 37°C pendant 24 heures.

Phase d'enrichissement :

- On utilise un milieu sélectif liquide afin de multiplier sélectivement les salmonelles.
- On transfère 1 ml de la culture obtenue en phase de pré enrichissement dans un tube contenant 10 ml de bouillon Sélénite. On incube à 37 °C pendant 24h.
- Après incubation, on peut conserver les milieux d'enrichissement liquides à température ambiante de façon à pouvoir réaliser un nouvel isolement à partir de ces milieux si nécessaire (**Humbert F, Morvan H, 1996**).

Phase d'isolement : Pour l'isolement, les milieux gélosés sont préconisés.

- On ensemence une gélose Hektoen à partir du milieu d'enrichissement liquide.
- Après incubation à 37°C pendant 24h, on examine les boîtes afin de rechercher la présence de colonies caractéristiques de salmonelles (**Humbert, Morvan H, 1996**).

Annexe (5) : coloration GRAM :

Les bactéries peuvent être groupées en 2 catégories selon la méthode de coloration de Gram. Cette technique a été mise au point en 1884 par Hans Christian Gram, un bactériologiste danois. Après coloration, les bactéries Gram+ deviennent violettes alors que les bactéries Gram- apparaissent en rose. La répartition des bactéries en Gram+ ou Gram- est un critère systématique important pour la classification des bactéries. En outre, la coloration de Gram reste une étape essentielle dans l'analyse médicale pour la détermination des pathogènes.

Protocole

Faire un frottis:

- Nettoyer une lame à l'alcool.
- Déposer une goutte d'H₂O sur la lame.
- Prendre une colonie isolée à l'aide d'une pointe de l'anse platine stérile
- Frotter la pointe dans la goutte d'eau. Laisser sécher à l'air.
- Passer la lame dans la petite flamme du bec Bénédict pour fixer l'échantillon à la chaleur.

Coloration :

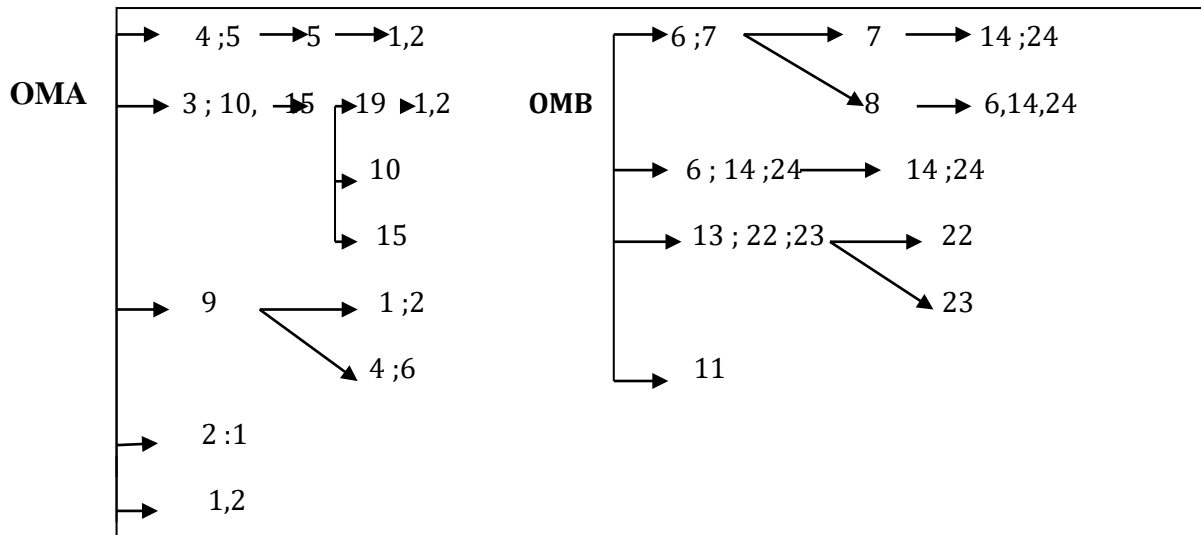
- Déposer quelques gouttes de solution de **violet de gentiane** (cristal violet) sur le frottis fixé ;
- laisser agir 1 minute. Le violet de gentiane colore le cytoplasme des bactéries ;
- Jeter l'excès de colorant.
- Rincer très brièvement en faisant couler de l'H₂O sur la lame au-dessus du frottis (pas directement sur le frottis) ;
- Déposer quelques gouttes de lugol sur le frottis. Le Lugol (composé iodé) est un mordant qui permet de fixer le violet dans les bactéries ;
- Laisser agir 1 minute ;
- Jeter la solution de Lugol et rincer brièvement à l'H₂O comme précédemment décrit ;
- Décolorer avec d'alcool absolu ou de l'éthanol (10 secondes), Rincer à l'H₂O ;
- Contre-colorer en déposant la solution de fuchsine pendant 1 minute. Ce colorant permet de visualiser les bactéries Gram- décolorées à l'étape précédente. Rincer à l'H₂O ;
- Laisser sécher à l'air ;
- Observer au microscope (grossissement 40x ou, avec une goutte d'huile à immersion, au grossissement 100x).

Annexe (6) : Galeries biochimique classique :

MILIEUX	E. COLI		PSEUDOMONAS		SALMONELLES	
KIA						
{ GLUCOSE	+		-		+	
{ LACTOSE	+ou-		-		-	
CITRATE DE SIMMONAS	-		+		+	
MANITOLE	D		-		+	
MOBILITE	+		+		+	
CLARK ET LUBS	VP	RM	VP	RM	VP	RM
	-		-	+	-	
{ LDC	D		-		+	
{ ODC	D		-		+	
{ ADH	D				-	
UREE			-		-	
INDOLE	-		-		-	
TDA	+		-		-	
GAZ	+		-		+	
H₂S	-		-		+	
ONPG	+		-		-	
Catalase		+		
Oxydase		+		

Annexe (7) composition des sérums poly et monovalents

Recherche des antigènes somatiques



OMA → 16 → 17 → 18 → 28 → 30 → 35 → 38

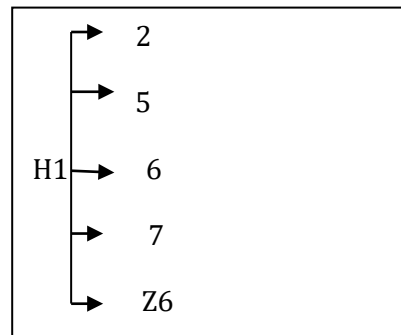
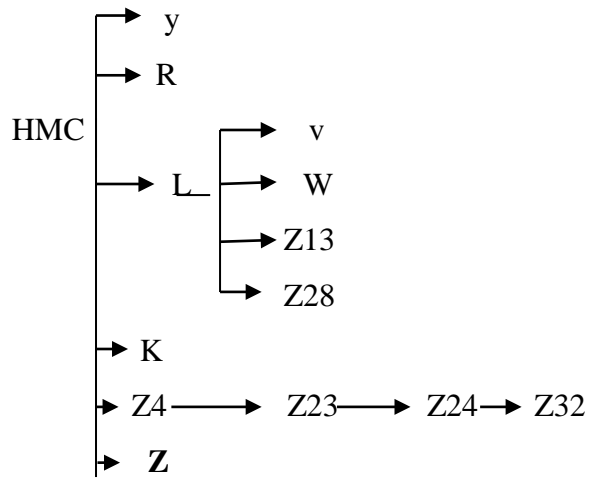
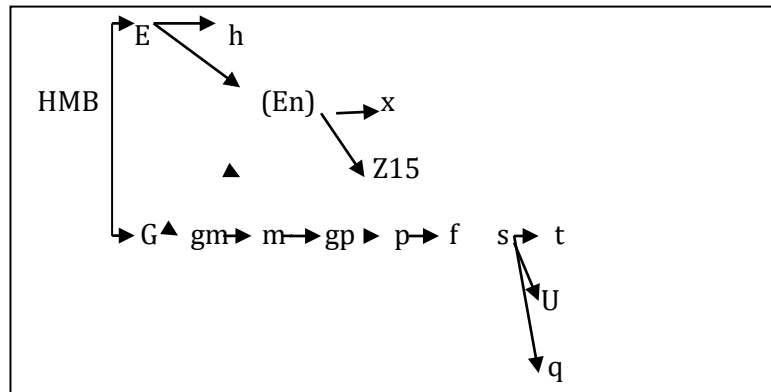
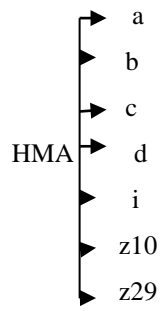
OMD → 39 → 40 → 41 → 42 → 43 → 44 → 45

OME → 47 → 48 → 50 → 51 → 52 → 53 → 61

OMF → 54 → 55 → 56 → 57 → 58 → 59

OMG → 60 62 → 63 → 65 → 66 → 69

Recherche des antigènes flagellaires



Annexe (8) les performances des reproducteurs du lot 1 et lot 2 :

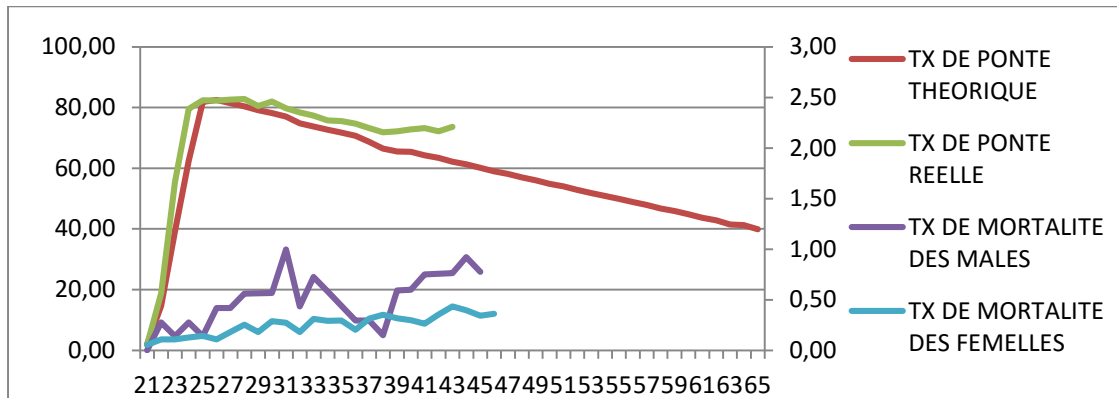
LOT 1

AGE EN SEM	TX DE MORT FEM	TX DE MORT MÂLE	TX DE PRODUCTION REELLE	TX DE PRODUCTION THEORIQUE	TX D'ECLOSION
21	0,05	0,00	0	0	
22	0,10	0,51	0	0	
23	0,10	0,32	0,00	0	
24	0,09	0,42	2,00	0,69	
25	0,11	0,51	14,76	13,18	
26	0,17	0,56	39,40	46,39	80,26
27	0,26	0,52	63,05	72,66	80,16
28	0,25	0,47	82,95	82,35	80,57
29	0,26	0,26	83,96	82,35	80,57
30	0,31	0,31	83,07	82,49	84,85
31	0,35	0,35	82,25	82,69	87,14
32	0,41	0,41	81,12	82,94	85,14
33	0,34	0,34	80,29	82,02	86,21
34	0,31	0,31	79,30	81,24	85,71
35	0,31	0,31	77,28	78,90	86,52
36	0,35	0,35	76,28	77,88	88,98
37	0,38	0,38	75,42	77,85	89,83
38	0,44	0,44	74,56	76,34	86,45
40	0,31	0,31	73,70	76,25	87,85
41	0,34	0,34	71,79	75,08	84,88
42	0,43	0,43	70,76	73,71	88,22
43	0,36	0,36	69,73	72,57	72,81
44	0,43	0,43	68,85	73,04	85,84
45	0,44	0,44	67,81	73,51	72,02
46	0,36	0,36	67,07	72,69	79,65
47	0,45	0,45	65,85	71,00	80,57
48	0,51	0,51	65,12	71,52	83,90
49	0,40	0,40	64,06	71,83	64,78
50	0,46	0,46	63,00	69,65	76,10
51	0,48	0,48	62,24	67,11	
52	0,32	0,32	61,17	66,67	

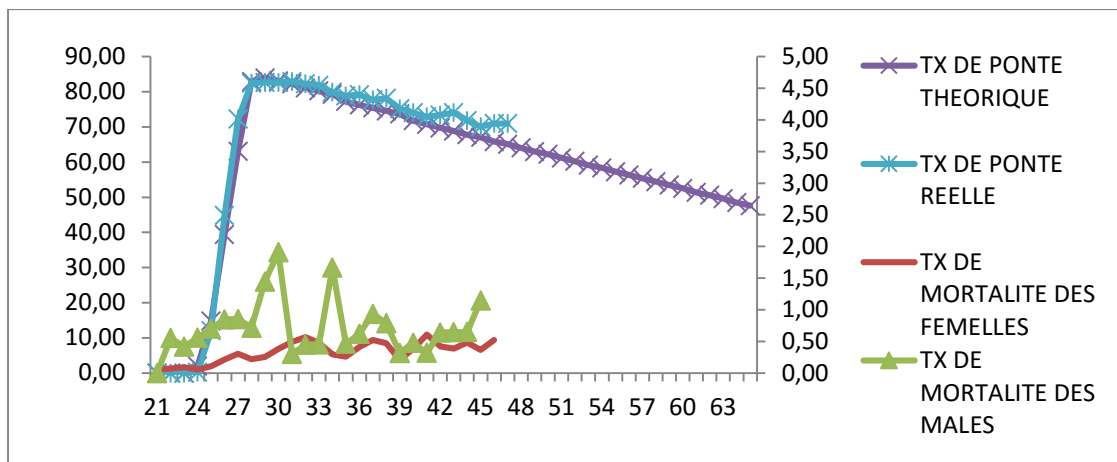
LOT 2

AGE EN SEM	TX DE MORT MÂLE	TX DE MOT FEM	TX DE PRODUCTION REELLE	TX DE PRODUCTION THEORIQUE	TX D'ECLOSION
21	0,37	0,08			
22	0,42	0,08			
23	0,37	0,10			
24	0,42	0,18	2,00	5,84	
25	0,65	0,29	14,76	34,26	
26	1,04	0,31	39,40	61,49	80,26
27	0,81	0,39	63,05	74,94	80,16
28	1,29	0,35	82,95	78,91	80,57
29	0,78	0,47	83,96	79,87	83,92
30	0,69	0,43	83,07	79,97	84,88
31	0,54	0,56	82,25	79,48	83,71
32	0,59	0,88	81,12	75,22	80,01
33	0,35	0,84	80,29	73,39	75,80
34	0,65	0,59	79,30	74,26	83,09
35	0,55	0,50	77,28	73,17	85,85
36	0,51	0,58	76,28	71,46	85,62
37	0,41	0,65	75,42	72,38	82,01
38	0,66	0,58	74,56	71,80	86,30
40	0,82	0,61	73,70	70,07	83,30
41	0,73	0,62	71,79	70,35	79,00
42	0,94	0,58	70,76	71,18	81,78
43	1,05	0,63	69,73	70,88	80,95
44	1,07	0,78	68,85	66,66	83,90
45	1,02	0,69	67,81	63,40	78,48
46	1,03	0,69	67,07	63,73	64,78
47	0,88	0,79	65,85	60,08	76,10
48	1,33	0,69	65,12	57,28	

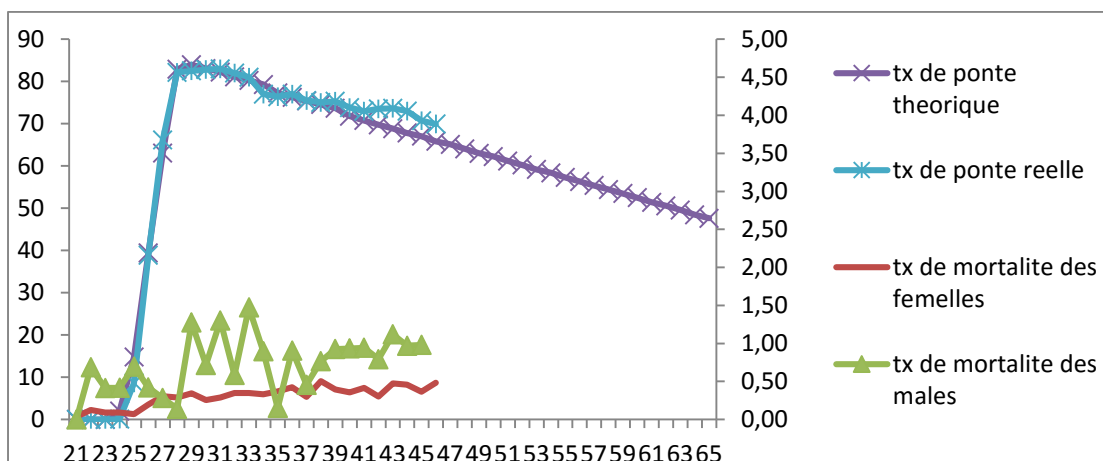
Annexe (9) les performances des reproducteurs du lot 1 :



Les performances des reproductrices BAT1 lot1 souche HUBBARD F15

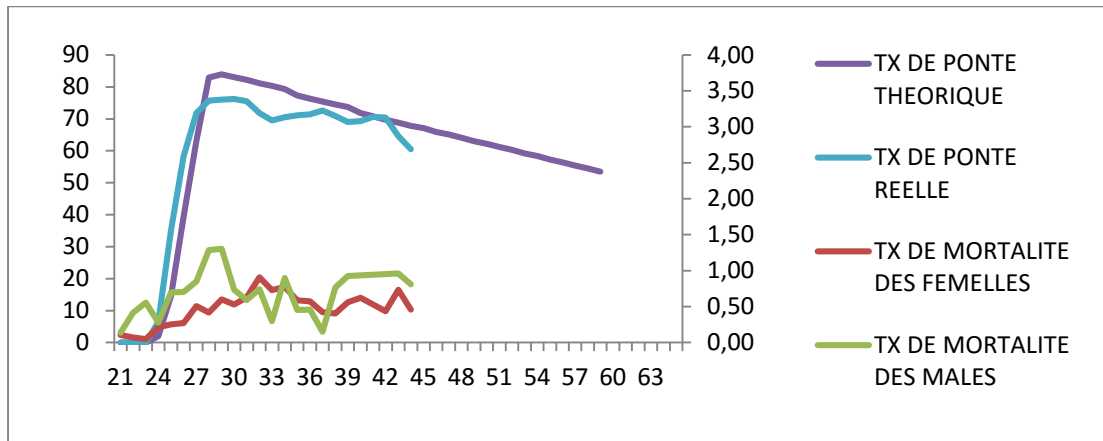


Performances des poulettes reproductrices chair bat 2 lot1

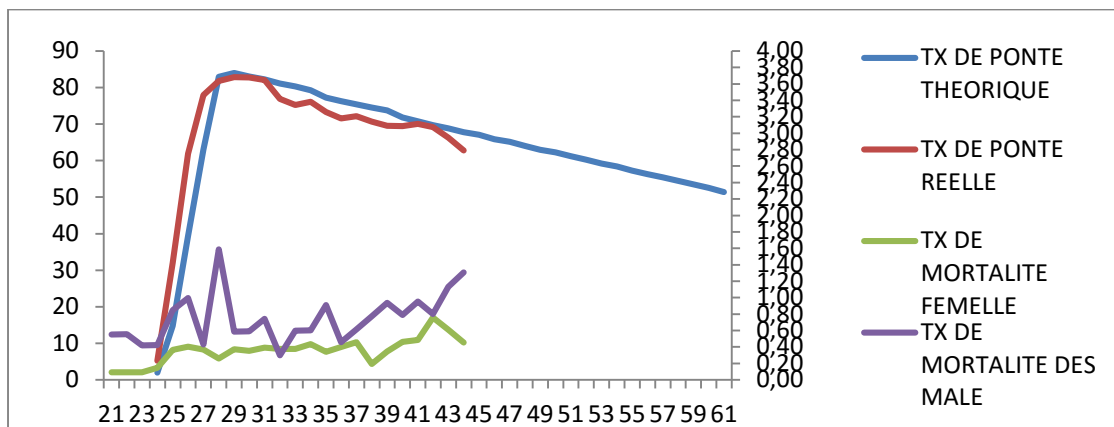
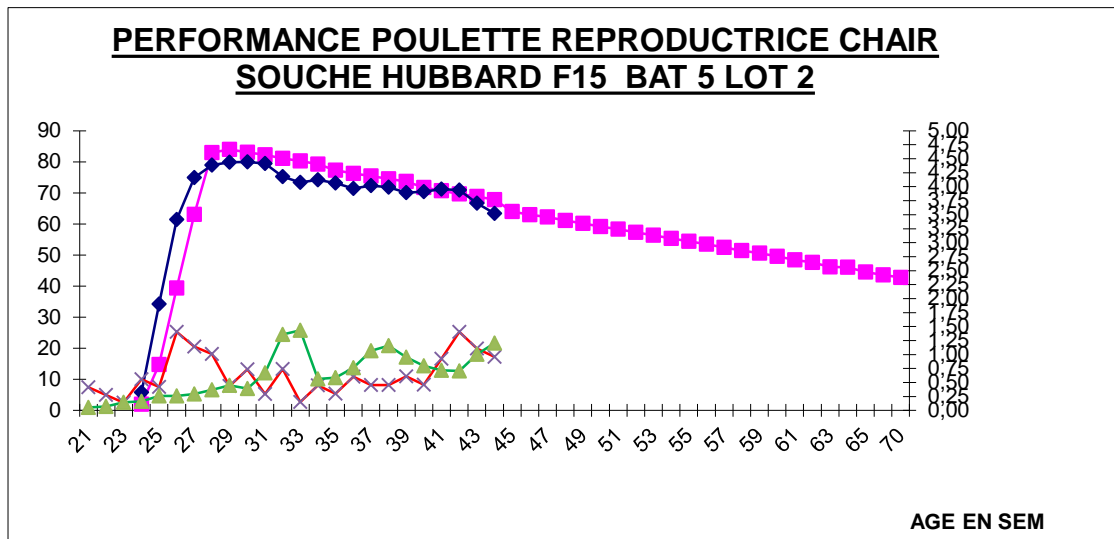


Performances des poulettes reproductrices chair bat 3 lot1

Annexe (10) : les performances des poulettes reproductrices chair du lot 2 :



Performances des reproductrices chair en cours bat4 lot2



Performances des reproductrices chair bat6 lot2

Annexe (11) : lecture des colonies sur le milieu Hektoen :

Colonies saumon sans centre noir	Colonies saumon à centre noir	Colonies bleu-vert sans centre noir	Colonies bleu-vert à centre noir
<i>E. coli</i> <i>Klebsiella</i> <i>Enterobacter</i> <i>Serratia</i> <i>Yersinia</i> <i>Vibrio cholerae</i>	<i>Citrobacter</i> <i>Proteus vulgaris</i>	<i>Salmonella</i> H2S – <i>Shigella</i> <i>Morganella</i> <i>Providencia</i> <i>Hafnia</i> <i>Pseudomonas</i>	<i>Salmonella</i> H2S + <i>Proteus mirabilis</i>

Annexe (12) Résultats du logiciel de l'identification biochimique au couvoir :

The screenshot shows a software interface titled "Identification" with various biochemical test results. The results table is as follows:

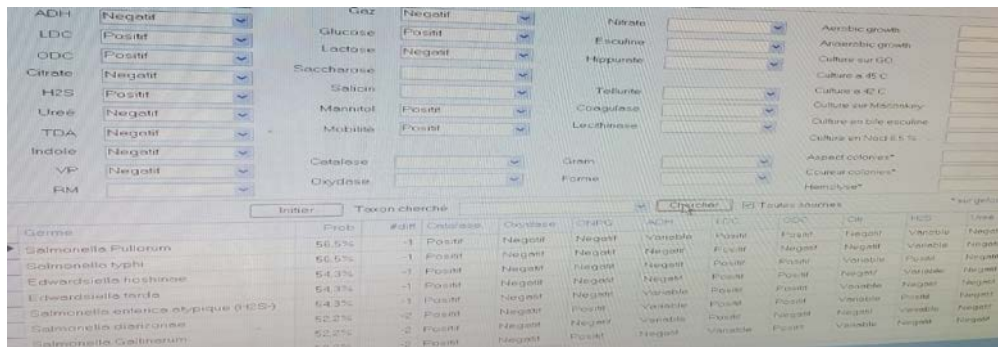
Germes	Prob	#diff	Catalase	Oxydase	ONPG	ADH	LDC	ODC	Cl ₂	H ₂ S	Ure ₂
Salmonella enterica	56.5%	0	Positif	Negatif	Negatif	Variable	Positif	Positif	Positif	Negatif	Negatif
Salmonella abortus equi	54.3%	-1	Positif	Negatif	Negatif	Variable	Positif	Positif	Positif	Negatif	Negatif
Salmonella abortus ovis	54.3%	-1	Positif	Negatif	Positif	Variable	Positif	Positif	Variable	Negatif	Negatif
Salmonella arizonae	50.0%	-1	Positif	Negatif	Variable	Variable	Positif	Positif	Positif	Negatif	Negatif
Enteric Group 4/5	50.0%	-1	Positif	Negatif	Negatif	Variable	Positif	Positif	Positif	Negatif	Variable
Salmonella enterica atypique (H2S-)	50.0%	-2	Positif	Negatif	Positif	Variable	Positif	Positif	Positif	Positif	Negatif

Résultat du logiciel de l'identification « éclosir 1. »

The screenshot shows a software interface titled "Identification" with various biochemical test results. The results table is as follows:

Germes	Prob	#diff	Catalase	Oxydase	ONPG	ADH	LDC	ODC	Cl ₂	H ₂ S	Ure ₂
Salmonella arizonae	56.5%	0	Positif	Negatif	Positif	Variable	Positif	Positif	Variable	Positif	Negatif
Salmonella enterica	54.3%	-1	Positif	Negatif	Negatif	Variable	Positif	Positif	Variable	Positif	Negatif
Salmonella diarizonae	50.0%	-1	Positif	Negatif	Positif	Negatif	Positif	Positif	Variable	Negatif	Negatif
Butiauxella ferruginea	50.0%	-2	Negatif	Negatif	Positif	Negatif	Positif	Positif	Negatif	Negatif	Negatif
Enteric Group 6/3	50.0%	-2	Positif	Negatif	Negatif	Variable	Positif	Positif	Positif	Variable	Negatif
Salmonella Pullorum	50.0%	-1	Positif	Negatif	Positif	Negatif	Positif	Positif	Negatif	Positif	Negatif

Photo n° résultat du logiciel de l'identification « éclosir 2. »



Résultat du logiciel de l'identification « Salle de Tri et d'expédition. »

Annexe (13):Extrait du tableau de KAUFFMAN-WHITE :

Formules antigéniques des serotypes de Salmonella les plus fréquents

Melange O	GROUPE	NOM USUEL	ANTIGENES O	ANTIGENES H	
				Phase 1	Phase 2
OMA	B (54,3%)	Paratyphi B	<u>1.4.</u> (5) 12	B	1.2
		Wien	<u>1.4.12.27</u>	b	1, w
		Agona	<u>1.4.12</u>	f,g,s	-
		Typhimurum	<u>1.4(5).12</u>	i	1.2
OMB	C (17,5%)	Paratyphi C	6.7(Vi)	C	1.5
		Livingstone	6.7	d	1, w
		Infantis	6.7	r	1.5
OMA	D(17,3%)	Typhi	9.12(Vi)	d	-
		Enteritidis	1.9.12	g,m	-
		Dublin	1.9.12	g,p	-
		Gallinarum (volailles)	<u>1.9.12</u>	l,v	-
OMB	G(2%)	Worthington	<u>1.13.23</u>	Z	1.5
OMA	A(0,26%)	Paratyphi A(Afrique,Asie)	<u>1.2.12</u>	A	-

- Facteurs entre parenthèse : peuvent être absents sans que le serotype soit changé ;
- Facteurs soulignés : liés à la conversion phagique (lysogénique).

Annexe (14): le couloirs de transfert



Annexe (15) : Fiche technique de la bande n°35 URC SOUR

SPA MOSTAVI
BANDE N° 35

SOUICHE : HUBBARD BIG FAST 37
AGE : 1^{er} SEMAINE
PROG. LUMI : -
CONS. ALIM :

MAL :	Adlib	Grs/S
FEM :	Adlib	Grs/S

CENTRE ELEVAGE UPC AIN TEDLES "SOUR"

SEMAINE DU 16/11/2017 AU 22/11/2017

EFF DEBUT DE SEM :		
MAL :	4351	
FEM :	32229	
TOTAL :	36580	
EFF FIN DU SEM :		
MAL :	4284	
FEM :	31838	
TOTAL :	36122	

BAT	EFF M.E.P			EFF DEBUT SEM			MORT SEM			TX. MORT SEM			MORT. CUMUL			TX. MORT. CUMUL			EFF FIN SEM			ALIM. SEM			TRAITEMENT	
	MAL	FEM	TOT	MAL	FEM	TOT	MAL	FEM	TOT	MAL	FEM	TOT	MAL	FEM	TOT	Labo	MAL	FEM	TOT	MAL	FEM	TOT				
	1412	4517	5929	1412	4517	5929	28	59	87	1,98	1,31	1,47	28	59	87	1,98	1,31	1,47	-	1384	4458	5842	270	780	1050	Anti stress
	1302	4515	5817	1302	4515	5817	30	71	101	2,3	1,57	1,74	30	71	101	2,30	1,57	1,74	-	1272	4444	5716	270	780	1050	Aminovitol
	-	5921	5921	-	5921	5921	-	94	94	-	1,59	1,59	-	94	94	-	1,59	1,59	-	-	5827	5827	-	940	940	
	-	5870	5870	-	5870	5870	-	123	123	-	2,10	2,10	-	123	123	-	2,10	2,10	-	-	5747	5747	-	940	940	Doxymal
	1637	4864	6501	1637	4864	6501	9	19	28	0,55	0,39	0,43	9	19	28	0,55	0,39	0,43	-	1628	4845	6473	80	240	320	
	-	6542	6542	-	6542	6542	-	25	25	-	0,38	0,38	-	25	25	-	0,38	0,38	-	-	6517	6517	-	320	320	
	4351	32229	36580	4351	32229	36580	67	391	458	1,54	1,21	1,25	67	391	458	1,54	1,21	1,25	0	4284	31838	36122	620	4000	4620	

MORTALITE CUMULEE :		
MAL :	67	
FEM :	391	
TOTAL :	458	

RECEPTION		
MAL	FEM	TOT
1	1433	4559
2	1319	4532

Mortalité. DE Transport		
MAL	FEM	TOT
1	16	27
2	17	17

LABO		
MAL	FEM	TOT
1	5	15
2	-	-

CONS. ALIM CUMULEE		
MAL :	620	
FEM :	4000	
TOTAL :	4620	

SPA MOSTAVI
UNITE URC AIN TEDLES
BANDE N° 35

SOUICHE : HUBBARD BIG FAST 37
AGE : 19^{er} SEM
PROG. LUMI : 08 H 00
CONS. ALIM :

MAL :	119	Grs/S
FEM :	98	Grs/S

CENTRE D'ELEVAGE URC AIN TEDLES "SOUR"

SEMAINE DU 22/03/2018 AU 28/03/2018

EFF DEBUT DE SEM :		
MAL :	3819	
FEM :	30292	
TOTAL :	34111	
EFF FIN DU SEM :		
MAL :	3794	
FEM :	30152	
TOTAL :	33946	

BAT	EFF M.E.P			EFF DEBUT SEM			MORT SEM			TAUX MORT SEM			MORT. CUMUL			Labo	EFF FIN SEM			ALIM. SEM			TRAITEMENT			
	MAL	FEM	TOT	MAL	FEM	TOT	MAL	FEM	TOT	MAL	FEM	TOT	MAL	FEM	TOT		MAL	FEM	TOT	MAL	FEM	TOT				
1	1412	4517	5929	1227	4314	5541	6	14	20	0,49	0,32	0,36	191	217	408	13,53	4,80	6,88	6	1221	4294	5515	1000	2950	3950	Polivitamins Acidos
2	1302	4515	5817	1139	4312	5451	11	10	21	0,97	0,23	0,39	174	213	387	13,36	4,72	6,65	6	1128	4296	5424	1000	2950	3950	
3	-	5921	5921	-	5497	5497	-	23	23	-	0,42	0,42	-	447	447	-	7,55	7,55	6	-	5468	5468	-	3800	3800	
4	-	5870	5870	-	5536	5536	-	25	25	-	0,45	0,45	-	359	359	-	6,12	6,12	6	-	5505	5505	-	3800	3800	
5	1637	4864	6501	1453	4593	6046	8	13	21	0,55	0,28	0,35	192	284	476	11,73	5,84	7,32	6	1445	4574	6019	1200	3150	4350	
6	-	6542	6542	-	6040	6040	-	19	19	-	0,31	0,31	-	521	521	-	7,96	7,96	6	-	6015	6015	-	4150	4150	
Tota	4351	32229	36580	3819	30292	34111	25	104	129	0,65	0,34	0,38	557	2041	2598	12,80	6,33	7,10	36	3794	30152	33946	3200	20800	24000	

MORTALITE CUMULEE :		
MAL :	557	
FEM :	2041	
TOTAL :	2598	

PESEES (g)			
P.Guid	P.Reel	Ecart	
Mal	2770	2700	-70

LE CHEF DE CENTRE

CONS. ALIM CUMULEE		
MAL :	37850	
FEM :	236080	
TOTAL :	273930	

VII-Les références bibliographiques :

1-

<http://www.andi.gov.dz/fr/PDF/MONOGRAPHE/Mostaganem.pdf%20www.andi.gov.dz/fr/PDF/MONOGRAPHE/Mostaganem.pdf>.

2- ROZIER J., CARLIER V., BORNOT F. 1985. Bases microbiologiques de l'hygiène des aliments Paris: SEPAIC, 1985.-230p.

3- Blesbois E., 2005. Introduction à la reproduction des oiseaux domestiques. In : Reproduction des animaux domestiques. Couailler J. (Ed). Educagri éditions, Dijon, France, 334-340.

4- Blesbois E., Brillard J.P., 2005. L'Anatomie et la physiologie de l'appareil reproducteur mâle des oiseaux. In : Reproduction des animaux domestiques. Couailler J. (Ed).

5- Educagri éditions (Ed), Dijon, France, 358-367.

6- Blesbois gamètes et fécondation des oiseaux. INRA prod .anim ,24 ,259 ,272.

7- BEDECARRATS GY *et al.* Gonadotropin-inhibitory hormone receptor signaling and its impact on reproduction in chickens. *Gen. Comp. Endocrinol.*, 2009.

8- E. Blesbois. INRA, UMR85 *Physiologie de la Reproduction et des Comportements*, F-37380 Nouzilly, France Courriel : Elisabeth.Blesbois@tours.inra.fr.

9- Anatomie et physiologie de l'appareil génital femelle des oiseaux. In : Couailler J. (Ed). Educagri éditions, Dijon, France, 14, 342-355.

10- Nys Y., Nau F., 2010. Composition de l'oeuf. In: Science et technologie de l'oeuf. Vol. 2. De l'œuf aux ovoproduits. Nau F., Guérin-Dubiard C., Baron F., Thapon J.L. (Coord.) Tec et Doc., Collection Sciences et Techniques Agroalimentaires, Paris, France, chap 1, 1-176.

11- Elis S., 2007. Approche transcriptomique de la compétence ovocytaire chez la poule. Thèse Université François Rabelais, Tours, France.

12- Goudet G., Mugnier S., Callebaut, I., Monget P., 2008. Phylogenetic analysis and identification of pseudogenes reveal a progressive loss of zona pellucida genes during evolution of vertebrates. *Biol. Reprod.*, 78, 796-806.

13- Cahier des charges Aviculture – Version 2002 – FÉDÉRATION NATURE & ROGRES
Site web: www.natureetprogres.org

14- AHOMLANTO A. D., 1991 Indice de l'avifaune en aviculture Essai de synthèse.
Th. : Méd. Vét. : Dakar; 49.

15- LEGRAND D., 1988 Situation actuelle de l'aviculture Sénégalaise: type et méthodes d'élevage des poulets de chair et des pondeuses . Th. Méd. V ét. : Dakar ; 3.

- 16-** DAYON J.F. et ARBELOT B. , 1997 Guide d'élevage des volailles au Sénégal.
Dakar: DIREL; LNERV.
- 17-**http://www.maxisciences.com/poule/decouvrez-comment-un-embryon-de-poule-se-developpe-a-l-interieur-de-son-oeuf_art31870.html Copyright © Gentside Découverte
https://www.novogen-layer.com/media/csmanagementguidenovogebrownclassicfr074899200_1639_29062017.pdf
- 18-** BRAUN L. Physiologie et maîtrise de la reproduction chez les Reptiles et les Oiseaux. Thèse Méd. Vét., Alfort, 2004, 200p.
- 19-** Jp Brillard. Maîtrise de la reproduction chez les volailles. Annales de zootechnie, INRA/EDP Sciences, 1992, 41 (3-4), pp.297-303.
- 20-** Rokicki E., Kolbuszewski T., 1996. Animal Hygiene, Warsaw Agricultural University, (SGGW edit.) Poland.
- 21-** BRADBURY J.M. & MCCARTHEY J . D . (1983). — Pathogenicity of *Mycoplasma iowae* for chick embryos. *Avian,Pathology*, **12**, 483-496.
- 22-** Stephan Yauschew-Raguenes. Qualité de l'air dans les couvoirs
<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-01030823>
- 23-** NOVOGEN S.A.S - MAUGUERAND - LE FOEIL contact@novogen-layers.com
www.novogen-layers.com
- 24-** HALBOUCHE M., *MOUATS A., *HOMRANI A., **MADANI Karima, BENALIOUA N., *SAHEL M.L., *BENHASSINE M.E.A. et *ACHACHE S. Département des Sciences agronomiques, Faculté des Sciences et des Sciences de l'ingénieur, Université de Mostaganem, 10 Avenue Hocine Hamadou, BP. 300, 27000 Mostaganem, Algérie.
- « Contamination et infection des élevages avicoles industriels par *Salmonella* (cas de la Wilaya de Mostaganem, résultats d'enquêtes) », P 02.
- 25-** Le contrôle des reproducteurs volailles en France E. GOATER-P2.
- 26-** Etude de l'activité antimicrobienne des souches- *Ecole Nationale Supérieure Agronomique. EL Harrach. Algérie.p15.*
- 27-** Dahl C, Permin A, Christensen JP, et al: The effect of concurrent infections with *Pasteurella multocida* and *Ascaridia galli* on free range chickens. *Vet Microbiol* 86:313-324, 2002.
- 28-** Ecole nationale vétérinaire de Toulouse année 2010 these2010.
- 29-** Les *Escherichia coli* potentiellement pathogènes dans l'environnement : cas des STEC et des EPEC. Microbiologie et Parasitologie. Université de Bretagne occidentale - Brest, 2016. Français.p79-80.

30- ADLER (H.E.) (1965). - Salmonella in eggs. An appraisal. Food Techno/., 19, 623-624.

-COLIN (P.), LAHELLEC (C.) et BENNEJEAN (G.) (1980). - Etude de l'évolution de la contamination par Salmonelles aux différents stades de la production du poulet de chair. Bull. In/., Sta. Exp. Avic., 20, 3-7.

31- Colin P. 1992. Salmonella et qualité des produits avicoles. In: Brugere-Picoux J, Silim A, eds. Manuel de pathologie aviaire. Édition Chaire de pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour. Alfort: École nationale vétérinaire d'Alfort, 371–373.

32- K. OUATTARA¹, A. COULIBALY¹, J. D. N'GUESSAN¹, F. GUEDE-GUINA¹ et A. J. DJAMAN¹⁻².

¹Laboratoire de Pharmacodynamie Biochimique -UFR Biosciences-Université de Cocody Abidjan.

²Laboratoire de Microbiologie - Institut National de Santé Publique (INSP) d'Abidjan.

04 BP 2343 Abidjan 04 Côte d'Ivoire. E-mail : djamanj@yahoo.fr

33- Etude de l'activité antimicrobienne des souches de lactobacilles Division Bioénergie et Environnement. Centre de Développement des Energies Renouvelables.B.P.62, route de l'observatoire. Bouzareah – Algérie.*Ecole Nationale Supérieure Agronomique. EL Harrach. Algérie.