

UNIVERSITE DE BLIDA 1
Institut des sciences vétérinaires

THESE DE DOCTORAT

en Sciences Vétérinaires

Spécialité : Epidémiologie appliquée à la santé animale

EPIDEMIOLOGIE DE DERMANYSSUS GALLINAE (POU ROUGE)

DANS LES ELEVAGES DE POULE PONDEUSE EN ALGERIE

Par

Mohamed DOUIFI

Devant le jury composé de :

A. BERBER	Professeur	Université de Blida 1	Président
A. KACI	Professeur	E.N.S.A. Alger	Examineur
D. BAROUDI	M.C.A	E.N.S.V. Alger	Examineur
H. ZIAM	M.C.A	Université de Blida 1	Examineur
A. HAKEM	Professeur	Université de Djelfa	Promoteur
K. RAHAL	Professeur	Université de Blida 1	Co-promoteur

Blida, Mars 2019

ABSTRACT

The poultry red mite (PRM), *Dermanyssus gallinae*, is the most deleterious and common ectoparasite of laying hens. It is well recognized as a vector of several pathogenic agents, including *Salmonella*, an important agent of food intoxication outbreaks worldwide. In order to investigate *Dermanyssus gallinae* infestation in Algeria, a total of 386 laying hen housing was studied in four provinces located in eastern Algeria (Bouira, Bordj Bouarreridj, Setif and Batna). A total of 32 pooled mite samples were examined for the presence of *Salmonella enterica*, *S. typhimurium* and *S. enteritidis* using PCR assay. Each sample contained 100 mites. Results showed that 54 out of 386 housing were infested by *D. gallinae* (14%), the infestation prevalence is ranging between 18.18 % (Bouira province) and 11.76 % (Bordj Bouarreridj province). Flocks older than 40 weeks were more affected by the red mite ($p < 0.001$). Under intense infestation, the mortality and the drop in egg production could reach up to 2 % and 10%, respectively. The economic impact at national level is estimated at 174 million DA annually. *Salmonella enterica* DNA was detected in 8 samples (25%), including two *Salmonella enteritidis* (6.25%). These results indicate that *Dermanyssus gallinae* can act as a reservoir of *Salmonella* allowing its persistence in the poultry environment and its transmission between different production cycles and between hen housings.

Keywords: laying hens, *Dermanyssus gallinae*, prevalence, *Salmonella*, vector, Algeria

ملخص

عث الدجاج الأحمر (ديرمانيسيس غاليني) هو الطفيلي الخارجي الأكثر ضررا و الأكثر انتشارا بين دجاج البيض. و هو معروف على أنه ناقل لكثير من الأمراض بما في ذلك السالمونيلا المسببة لأكثر حالات التسمم الغداني في العالم. من أجل دراسة انتشار ديرمانيسيس غاليني ما بين مساكن الدجاج قمنا بدراسة شملت 386 بناية لدجاج البيض موزعة على اربعة ولايات في شرق الجزائر(البويرة, بوج بوعريريج, سطيف و باتنة). بالإضافة الى ذلك 32 مجمع من العث الاحمر يحتوي كل منها على 100 عث تم تحليلها بتقنية PCR لمعرفة امكانية احتواءها على السالمونيلا المعوية, السالمونيلا الملتهبة للأمعاء وسالمونيلا التيفية الفأرية. أظهرت النتائج أن 14% (54/386) من مساكن دجاج البيض هي موبوءة بالعث الاحمر. قطعان الدجاج التي يتجاوز سنها الأربعين أسبوعا هي الأكثر اصابة ($p < 0.001$). في حالات الاصابة الشديدة, نسبة الوفيات ونقص انتاج البيض يمكن ان تصل الى 2% و 10% على التوالي. الأثر الاقتصادي على المستوى الوطني هو مقدر بحوالي 174 مليون دج سنويا. تم اكتشاف الحمض النووي للسالمونيلا المعوية في 8 عينات (25%) و 2 عينات للسالمونيلا الملتهبة للأمعاء (6.25%). أظهرت هذه النتائج ان ديرمانيسيس غاليني يمكن ان تمثل مستودع للسالمونيلا, بالسماح لها بالبقاء مطولا في المحيط والانتقال ما بين القطعان المتتالية و ما بين مساكن الدجاج.

الكلمات المفتاحية: دجاج البيض, ديرمانيسيس غاليني, نسبة الانتشار, السالمونيلا, ناقل, الجزائر.

RESUME

L'acarien rouge des volailles, *Dermanyssus gallinae*, est l'ectoparasite le plus nuisible et le plus commun dans les élevages de poules pondeuses. Il est bien connu comme un vecteur de plusieurs agents pathogènes, y compris salmonella, le plus incriminé dans les toxi-infections alimentaires collectives à travers le monde. Dans le but d'étudier les infestations par *D. gallinae* en Algérie, une enquête a été réalisée sur 386 bâtiments de poule pondeuse dans quatre wilayas de l'est (Bouira, Bordj Bouarreridj, Setif et Batna). Un total de 32 pools, chaque pool contient 100 acariens, sont analysés par PCR pour la recherche *Salmonella enterica*, *S. typhimurium* and *S. enteritidis*. Les résultats ont montré que 54 parmi les 386 bâtiments (14%) sont infestés par *D. gallinae*, la wilaya de Bouira montre la prévalence la plus élevée (18,18 %), la wilaya de Bordj Bouarreridj la plus faible. les bandes âgées de plus 40 semaines sont les plus infestées ($p < 0.001$). Pour les infestations intenses, la mortalité et la baisse de production des œufs peuvent atteindre 2 % et 10% respectivement. L'impact économique à l'échelle nationale est estimé à 174 millions DA par an. Le DNA de *Salmonella enterica* est détecté dans 8 pools (25%), avec deux pools pour *Salmonella enteritidis* (6.25%). Ces résultats indiquent que *Dermanyssus gallinae* peut agir comme un réservoir de salmonella permettant sa persistance dans l'environnement des poules et sa transmission entre différents cycles de production et différents bâtiments.

Mots clés : poule pondeuse, *Dermanyssus gallinae*, prévalence, *Salmonella*, vecteur, Algérie.

REMERCIEMENTS

En préambule à cette thèse, je souhaite adresser mes remerciements les plus sincères aux personnes qui m'ont apporté leurs aides et qui ont contribué à l'élaboration de ce travail.

A Monsieur BERBER A.

Professeur à l'Université BLIDA 1,

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.

Qu'il trouve ici l'expression de nos vifs remerciements.

A Monsieur KACI A.

Professeur à l'E.N.S.A. Alger,

Qui nous a fait l'honneur d'accepter de participer à notre jury de thèse.

Hommage respectueux.

A Monsieur BAROUDI D.

Maitre de conférences à l'E.N.S.V. ALGER,

Qui nous a fait l'honneur d'accepter d'être membre de notre jury de thèse.

Hommage respectueux.

A Monsieur ZIAM H.

Maitre de conférences à l'Université BLIDA 1,

Qui nous a fait l'honneur d'accepter d'être membre de notre jury de thèse.

Hommage respectueux.

A Monsieur HAKEM A.

Professeur à l'Université Djelfa,

Qui a accepté d'être mon directeur de thèse.

Pour m'avoir procuré du courage et donné de la confiance en soi, pour sa gentillesse et sa modestie, son soutien illimité et son savoir-faire.

Qu'il trouve ici l'expression de ma profonde estime.

A Monsieur RAHAL K.

Professeur à l'Université BLIDA 1,

Qui a accepté d'être mon co-directeur de thèse.

Pour son implication dans ma thèse, sa gentillesse et son professionnalisme.

Qu'il trouve ici le témoignage de notre sincère reconnaissance.

Mes remerciements vont aussi à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce travail.

TABLE DES MATIERES

RESUME	1
REMERCIEMENTS	4
TABLE DES MATIERES	6
LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX	11
INTRODUCTION	13
1. LA FILIERE PONTE	15
1.1. la production d'œuf au niveau mondial	15
1.2. La consommation d'œuf	17
1.3. Le commerce d'œuf	18
1.4. Etat de la filière ponte Algérienne	19
1.5. Organisation de la filière poule pondeuse	20
1.5.1. Généralité	20
1.5.2. Le sélectionneur : de la lignée pure à la nouvelle souche	20
1.5.3. L'accoureur, du reproducteur au poussin d'un jour	21
1.5.4. L'éleveur de poulettes : du poussin d'un jour à la poulette prête à pondre	22
1.5.5. Le producteur, de la poulette prête à pondre à la poule pondeuse	23
1.6. Types d'élevage	23
1.6.1. Les cages aménagées	23
1.6.2. Les élevages au sol	24
1.6.3. Les volières	24
1.6.4. Les élevages en plein air	25
1.6.5. Elevage agrobiologique	25
1.7. La place du vétérinaire dans la filière avicole	25
1.8. La prophylaxie vaccinale	26

1.9. Parasites et nuisibles	27
1.10. Les options thérapeutiques au cours de la bande	28
1.11. La courbe de ponte	29
1.12. Les variations de la courbe de ponte	30
1.13. Les œufs déclassés	31
1.14. La consommation d'aliment	32
1.15. La consommation d'eau	32
1.16. Le pourcentage des mortalités	33
2. LA SALMONELLOSE AVIARE	35
2.1. Généralités	35
2.2. Virulence et pouvoir pathogène	35
2.3. Résistance	36
2.4. Pathogénie	36
2.5. Epidémiologie	37
2.5.1. Habitat	37
2.5.2. Réservoirs et spécificité d'hôte	38
2.5.3. Sources et voies de transmission	38
2.5.4. Réceptivité et doses infectantes	39
2.5.5. Facteurs de risques liés à la salmonellose aviaire	39
3. L'ACARIEN ROUGE, <i>DERMANYSSUS GALLINAE</i>	41
3.1. Taxonomie	41
3.2. Morphologie	43
3.2.1. Aspect général	43
3.2.2. Différentiation entre mâle et femelle	45
3.2.3. Différences morphologiques entre les divers stades	47
3.2.4. Identification morphologique des espèces de genre <i>Dermanyssus</i> :	47
3.3. Biologie	48
3.3.1. Hôtes :	48

3.3.2. Cycle évolutif	49
3.3.3. Habitat	49
3.3.4. Nutrition	50
3.3.5. Comportement	50
3.3.6. Reproduction	51
3.4. Epidémiologie	52
3.4.1. Distribution géographique	52
3.4.2. Source de parasite	53
3.4.3. Réservoir	53
3.4.4. Transmission entre bâtiments	53
3.4.5. Facteurs favorisants	53
3.4.5.1. Le climat	53
3.4.5.2. Mode d'élevage	54
3.4.5.3. La température et l'hygrométrie	54
3.4.6. Conséquences de l'infestation par <i>D. gallinae</i> sur l'hôte	57
3.4.6.1. Stress et démangeaisons	57
3.4.6.2. Anémie, baisse de ponte et mortalité	57
3.4.6.3. œufs tachés de sang	58
3.4.6.4. Démangeaison chez les éleveurs	58
3.4.6.5. Transmission des maladies	58
3.5. Diagnostic de l'infestation	60
3.5.1. Diagnostic clinique	60
3.5.2. Diagnostic lésionnel	60
3.5.3. Diagnostic épidémiologique	61
3.5.4. Diagnostic de laboratoire	61
3.6. Acaricides et résistance chez <i>D. gallinae</i>	61
3.6.1. Les organochlorines	62
3.6.2. Les organophosphates et les carbamates	62
3.6.3. Les Formamidines (Amitraz)	62
3.6.4. Les Pyréthrine/Pyréthroides	63
3.6.5. Les lactones macrocycliques	63
3.7. Gestion de la résistance aux acaricide	65
3.7.1. Utiliser un acaricide efficace	65

3.7.2. Utiliser une combinaison d'acaricides	65
3.7.3. Rotation d'acaricides	65
3.8. Moyens de prévention	66
3.8.1. La détection précoce	66
3.8.2. Détermination du taux d'infestation, suivi de population	66
3.8.3. Traitement chimique	67
3.8.4. Mesures sanitaire	68
3.8.5. Vide sanitaire et nettoyage	68
3.9. Moyens alternatifs de lutte	69
3.9.1. Management des conditions de l'environnement	69
3.9.2. Huiles essentielles	69
3.9.3. Vaccination	71
4. PARTIE EXPERIMENTALE	74
4.1. Problématique	74
4.2. Objectif	75
4.3. Matériels et méthodes	76
4.3.1. Population d'étude et population cible	76
4.3.2. Région d'étude	76
4.3.3. Unité épidémiologique	77
4.3.4. Echantillonnage	77
4.3.4.1. La taille de l'échantillon	77
4.3.4.2. Le tirage au sort des unités de l'échantillon	78
4.3.5. Collecte des informations, prélèvement du parasite	78
4.3.5.1. Questionnaire	78
4.3.6. Analyse de laboratoire	80
4.3.6.1. Identification du parasite	80
4.3.6.2. Technique de PCR	80
4.3.7. Analyse statistique	82
4.4. Résultat	82
4.4.1. Prévalence de l'infestation	82
4.4.2. Moyens de mise évidence	84

4.4.3. Nettoyage, désinfection et vide sanitaire	84
4.4.4. Source d'infestation	85
4.4.5. Les nuisibles	85
4.4.6. Traitements	86
4.4.7. Evidence moléculaire de transmission des salmonelles	86
4.5. Discussion	87
4.5.1. Evaluation de la précision et l'exactitude des résultats:	87
4.5.1.1. La précision	87
4.5.1.2. L'exactitude	87
4.5.2. Prévalence de l'infestation et facteurs favorisants	88
4.5.2.1. Conclusion	91
4.5.3. Rôle vectoriel	91
4.5.3.1. Conclusion	93
4.5.4. Impact économique	93
4.5.4.1. Infestation intense	93
4.5.4.1.1. Les pertes par mortalité	94
4.5.4.1.2. Les pertes dues à la baisse de ponte	95
4.5.4.1.3. coût du traitement	97
4.5.4.2. Infestation faible	98
4.5.4.2.1. Les pertes dues à la baisse de ponte	99
4.5.4.2.2. coût du traitement	100
4.5.4.3. Estimations des pertes à l'échelle nationale	100
4.5.4.4. conclusion	102
CONCLUSION	103
PERSPECTIVES	104
APPENDICE	
A. Liste des symboles et abréviations	99
B. Questionnaire auprès des vétérinaires	108
C. Objectifs des questions	111
REFERENCES	115

LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX

Figure 1.1	Evolution du taux de ponte et du poids des œufs en fonction de l'âge	29
Figure 3.1	Vue détaillée d'une patte 1 et des pièces buccales de <i>Dermanyssus gallinae</i> [199].	44
Figure 3.2	Morphologie générale d'un acarien rouge des volailles [200].	44
Figure 3.3	Schématisation d'un <i>Dermanyssus gallinae</i> à partir d'une photographie prise au microscope optique (x100).	45
Figure 3.4	Vues dorsale et ventrale d'un acarien rouge <i>Dermanyssus gallinae</i> mâle adulte [199].	46
Figure 3.5	Vues dorsale et ventrale d'un acarien rouge <i>Dermanyssus gallinae</i> femelle adulte [199].	47
Figure 3.6	Les différents stades de développement de <i>D.gallinae</i> [3].	48
Figure 3.7	Cycle évolutif de <i>Dermanyssus gallinae</i>	50
Figure 3.8	Répartition géographique de l'infestation par <i>Dermanyssus gallinae</i>	53
Figure 3.9	Effet de la température ambiante sur la survie et le développement des stades juvéniles et sur la reproduction (ponte) de <i>D. gallinae</i>	56
Figures 3.10	Longévité de la femelle <i>D. gallinae</i> adulte après incubation continue à différentes températures	56
Figures 3.11	Longévité de la femelle <i>D. gallinae</i> adulte après incubation continue à différentes hygrométries	57
Figure 3.12	Influence de la température ambiante à une hygrométrie de	

	65%-75% sur la vitesse de développement des différents stades de <i>D. gallinae</i>	57
Figure 4.1	Carte géographique montre les quatre Wilayas d'étude	77
Figure 4.2	Programme d'amplification	82
Figure 4.3	Des colonies d'acariens accumulées sur les toiles d'araignée	84
Figure 4.4	Des colonies d'acariens dans un bâtiment fortement infesté	84
Figure 4.5	Model de l'infestation par <i>Dermanyssus gallinae</i> en cas d'infestation intense	94
Figure 4.6	Courbe de ponte pour un élevage de référence (CPR), élevage local non infesté (CPNI) et élevage locale avec infestation sévère (CPIS)	96
Figure 4.7	Model de l'infestation par <i>Dermanyssus gallinae</i> en cas de faible infestation.	99
Figure 4.8	Courbe de ponte pour un élevage de référence (CPR), élevage non infesté (CPNI) et élevage locale avec infestation faible (CPIF)	99
Tableau 3.1	Taxonomie de <i>Dermanyssus gallinae</i>	41
Tableau 3.2	Les agents pathogènes isolés et transmis par <i>D. gallinae</i>	60
Tableau 3.3	Résistance aux acaricide chez l'acarien rouge	65
Tableau 3.4	Efficacité acaricide de certaines plantes médicinales	71
Tableau 4.1	La taille de population nécessaire pour l'enquête	79
Tableau 4.2	Composition du Mix.	82
Tableau 4.3	Les gènes cibles et leurs amorces respectifs	83
Tableau 4.4	Infestation par <i>D. gallinae</i> dans les quatre wilayas d'étude	85
Tableau 4.5	Relation entre l'âge de bande et l'infestation par <i>D. gallinae</i>	85
Tableau 4.6	Pertes monétaires engendrées par <i>Dermanyssus gallinae</i> dans certains pays	102

INTRODUCTION

La production avicole s'est fortement développée en Algérie durant ces dernières années. Portée par l'engouement des consommateurs pour les produits d'origine avicole, la production de poulet de chair et d'œuf de consommation s'est considérablement développée grâce aux importants investissements consentis par le secteur privé et public [1].

L'acarien rouge des poules (Poultry Red Mite, PRM), *Dermanyssus gallinae*, est un ectoparasite hématophage des poules et oiseaux sauvages, il se caractérise par son comportement lucifuge, nidicole et grégaire. Dans les conditions favorables, spécifiquement dans les bâtiments humides, sombres et relativement chauds leur cycle de vie s'accomplit dans une semaine favorisant le développement d'une massive population dans une courte durée. Dû à sa génétique plasticité il est capable de parasiter des espèces non aviaires y compris l'homme [2] [3].

En Europe, *D. gallinae* est le parasite le plus endommageant pour la filière de poules pondeuses, environ 83 % des fermes européennes sont touchées par l'infestation. Il pose des sérieux problèmes en santé animale, bien-être et santé publique et touche à la productivité de l'industrie d'œuf. Accéder à un traitement médical efficace et sûr est un objectif non encore atteint [4] [5].

En Algérie, les acteurs de la filière ponte décrivent des épisodes d'infestation dont l'ampleur varie d'une année à une autre. Tache rouge sur les œufs, diminution de la production, poules stressées et mortalités ce sont les indices d'une infestation sévère. Une fois les parasites sont détectés il est très difficile de s'en débarrasser. Ils réapparaissent après chaque traitement et sont capables de supporter des longues périodes de jeûne peuvent aller jusqu'à 9 mois [6] [7].

L'objectif de cette étude est d'évaluer l'occurrence de *D. gallinae* dans les bâtiments de poules pondeuses, les conséquentes pertes engendrées et leur rôle dans la transmission des salmonelles entre bandes et entre différents bâtiments.

Dans une première partie, ce travail traite, à travers une revue bibliographique, les grands axes de l'élevage de poules pondeuses, la salmonellose aviaire et l'infestation par *Dermanyssus gallinae* de la biologie à l'état actuel de l'infestation dans le monde, aux moyens alternatifs de lutte disponible.

la deuxième partie, expérimentale, est divisée en trois volets, un volet descriptif par questionnaire sur le terrain, avec la collaboration des vétérinaires praticiens de la région de l'Est, nous a permis d'estimer la prévalence de l'infestation, les facteurs favorisant et les moyens de lutte utilisés.

Le deuxième volet a pour but d'estimer l'impact économique à l'échelle nationale à partir des constatations des éleveurs sur les pertes directes engendrées.

Enfin, démontrer via des évidences moléculaires le rôle qui peut jouer *D. gallinae* dans la persistance de la salmonellose dans la région étant donné les difficultés trouvées par les éleveurs pour éradiquer cette pathologie.

CHAPITRE 1

LA FILIERE PONTE

1.1. La production d'œufs au niveau mondial :

La production mondiale d'œufs est en croissance depuis 2000 et a atteint 68,3 millions de tonnes en 2013 [8]. Cette dernière décennie, la production est très dynamique avec une croissance annuelle moyenne de 2,2%. Cette forte croissance est en grande partie due à la forte valeur nutritive de l'œuf qui est la protéine animale consommable le moins chère.

Le commerce mondial d'œufs et d'ovoproduits reste principalement dominé par des échanges intra-communautaires. La majeure partie des échanges d'œuf coquille ou d'ovoproduits liquides se déroulent entre les pays de l'UE. En 2010, les échanges internationaux ont porté sur 2 millions tonnes d'œufs coquilles, 55800 tonnes de poudre d'œufs et 272 tonnes d'ovoproduits liquides. Les échanges d'œufs coquilles représentent environ 78% des échanges d'œufs et d'ovoproduits [9].

On estime qu'il y a 4,93 milliards de poules pondeuses dans le monde. Environ 800-1000 millions de poules pondeuses sont élevées en Chine, 276 millions de poules aux États-Unis, et plus de 380 millions de poules dans l'UE-27, 133 millions de poules sont élevées en Inde et 115 millions de poules sont gardées au Mexique [8].

La Chine est aujourd'hui le plus gros producteur mondial d'œufs dans le monde (37 % de la production mondiale). De 1991 à 2000, la production chinoise s'est beaucoup développée avec une augmentation d'environ 8 % par an pour passer de 9.46 millions de tonnes en 1991 à 22.21 millions de tonnes en 2000. Ce développement est en fait surtout dû à l'émergence de petits producteurs dans la

région du Nord de la Chine (dix provinces assurent 80% de la production chinoise). Mise à part deux provinces (Shandong et Hebei) composées d'élevages très industrialisés fournissant la grande distribution, la production chinoise est essentiellement tournée vers les marchés locaux avec des petites unités de production (un million d'éleveurs ont moins de 200 poules) [9]. Toutefois, depuis 2001, la production chinoise connue un relatif mouvement de concentration des unités de production, privilégiant ainsi les grandes exploitations (actuellement en Chine, cinq fermes de poules pondeuses possèdent une capacité de production de plus d'un million de poules). Cette industrialisation de la production permet à la Chine de se tourner peu à peu vers l'exportation d'œufs coquilles [10].

La production d'œufs de l'UE-27 représente 10% de la production mondiale. Les principaux pays producteurs d'œufs sont la France, l'Allemagne, l'Italie, l'Espagne, les Pays-Bas et la Pologne. Leur production est relativement stable depuis la dernière décennie même si l'on observe une baisse d'environ 2,5 % entre 2011 et 2012 [8]. Cette baisse est principalement imputée à la mise aux normes des cages de bien-être à partir de l'année 2012 (directive européenne 1999/74/CE) et aux exigences des consommateurs. Cependant, au début de l'année 2013, les nombreux élevages, ayant déjà été mis aux normes, ont permis à la production d'œufs de retrouver son niveau de 2011. La consommation annuelle des œufs au sein de l'UE est d'environ 6,1 millions de tonnes soit environ 200 œufs par habitant. Il existe cependant de fortes différences de consommation entre les différents pays européens (180 œufs/habitant en Espagne et aux Pays-Bas contre presque 300 pour le Danemark) [8].

Les États-Unis produisent environ 9 % de la production mondiale d'œuf, se plaçant ainsi comme les 3èmes producteurs d'œufs au Monde. La croissance de la production reste positive depuis ces 10 dernières années (+ 1,2% par an) avec néanmoins une croissance plus faible que la Chine (+2,6% par an) mais supérieure à la croissance européenne (-0,3% par an). La production nord-américaine est très concentrée. En effet, 255 entreprises américaines possèdent 95 % du cheptel national des pondeuses. Actuellement, il existe 61 entreprises productrices d'œufs ayant plus d'un million de poule, l'ensemble représente environ 87% de la production totale. Parmi elles, 16 entreprises possèdent un

cheptel de plus de 5 millions de poules. Cette importante capacité de production permet aux États-Unis d'exporter de nombreux produits. Tout d'abord, les œufs coquilles sont largement exportés, principalement vers Hong Kong, le Mexique, les émirats Arabes Unis, l'UE-27 et le Canada, ces cinq marchés représentent 86,4% des exportations nord-américaines, soit 17,69 millions de dollars. Ensuite, les exportations d'ovoproduits transformés, qui sont majoritairement à destination du Japon, représentent 33,5% du total des exportations d'ovoproduits dans le monde. La consommation intérieure d'œufs aux États-Unis est supérieure à la consommation moyenne de l'UE avec 248 œufs par habitant [8].

Depuis 1998, des nouveaux pays producteurs d'œufs ont fait leur apparition sur le marché mondial principalement l'Inde, le Mexique et le Brésil. En effet entre 1998 et 2008 le Brésil a augmenté sa production de 2,8% par an, le Mexique de 4,8% par an et l'Inde de 5.4% par an [9]. Ces pays sont sur une dynamique de développement très rapide et seront dans la prochaine décennie des pays qui peseront sur les échanges internationaux d'œufs [8].

1.2. La consommation d'œufs :

La consommation d'œufs par habitant varie largement d'un pays à l'autre, la consommation est varié de faible, 47 œufs / habitant / an en Inde, à un maximum de 349 œufs / habitant / an en Chine. Suivi par le Mexique (345 œufs par habitant / an), et le Japon (323 œufs / habitant / an) [11].

La consommation d'œufs est en augmentation constante dans la plupart des pays asiatiques en raison du pouvoir d'achat croissant d'une classe moyenne en pleine expansion. Parce que l'Asie abrite environ 60% de la population mondiale, même une légère augmentation de la consommation par habitant dans cette région entraîne une croissance remarquable des tendances mondiales de la consommation d'œufs [12].

La consommation d'œufs dans la plupart des États membres de l'UE a été assez stable ces dernières années, l'augmentation est principalement attribuée aux nouveaux États membres et le pouvoir d'achat croissant de leur nouvelle classe

moyenne. Dans les économies développées, les changements dans les revenus et la croissance de la population ont peu ou pas d'impact sur les achats d'œufs, c'est surtout le système de production d'œufs et des considérations de santé qui influencent la demande. Contrairement aux pays en voie de développement, une grande partie des œufs est consommée sous forme de dérivé (30% pour USA) [9].

1.3. Le commerce d'œufs :

Il existe trois catégories d'exportations d'œufs :

- les œufs à coquille de table pour la consommation (dominés par les exportations d'USA vers le Canada et le Mexique)
- les œufs à couver ponte ou chair (OAC, OAP)
- les produits d'œufs (albumine et jaune d'œuf desséchés et non desséchés).

Les exportations européennes (extra-UE) d'œufs et ovoproduits ont progressé de 21 % par rapport à 2014 soit environ 282 000 tonnes-équivalent-œuf-coquille (TEOC) exportées en 2015. Aux États-Unis, les exportations ont en revanche fortement reculé en volume en raison de l'influenza aviaire, repli d'environ 40 % par rapport à 2014 [13].

En valeur, les échanges d'œufs coquilles au niveau mondial ont atteint 970 M€ en 2015 soit une hausse de 3 % par rapport à 2014. Les exportations des États-Unis, premier exportateur mondial d'œufs coquilles, ont progressé de 21 % en 2015 pour atteindre une valeur de 165,7 M€. L'union européenne suit de près par une exportation d'une valeur de 149,0 M€ (soit une hausse de 69 % par rapport à 2014) vers le reste du monde [14].

À noter que le prix des œufs s'est renchéri en 2015 en raison d'un fort épisode d'influenza aviaire aux États-Unis ayant touché un très grand nombre d'élevage de poules pondeuses. Ainsi, en valeur, les exportations ont fortement progressé.

La Chine se place troisième par l'exportation d'une valeur de 107,9 M€ en 2015, montant en hausse de 18 % par rapport à 2014 [13].

Au final, en 2015, l'Union européenne devient le 1er exportateur mondial d'œufs et d'ovoproduits en valeur (360,8 M€), suivi par les États-Unis (251,2 M€ en 2015), et de la Chine (131,1 M€) [13].

1.4. Etat de la filière ponte algérienne :

En 2013, L'Algérie est classé le troisième producteur en Afrique (10 %) après Nigérien (21 %) et l'Afrique du sud (18%), l'Égypte et le Maroc arrivent en quatrième et cinquième place avec 10 et 9 % respectivement. La production africaine est estimée à 7 512 tonnes d'œufs en cette même année [8].

La structure actuelle de l'aviculture résulte de la politique du développement initiée par l'État dans les années 1980. Le développement de cette filière a permis d'améliorer la consommation de la population en protéines animales à moindre coût [1].

L'élevage privé constitue l'essentiel de la production par rapport aux Entreprises Publiques économiques (EPE), elle représente 73% de la capacité de production nationale en œuf de consommation, avec une taille moyenne de 10 000 poules par bâtiment [15].

Le nombre de poules pondeuses au niveau national est estimé à 21 millions. Le nombre d'œufs de consommation produite sur la base de 250 œufs par poule mise en place est de 5 milliards d'unités, contre 1,49 milliard unités en 2000. La consommation d'œufs par habitant en 2010 est évaluée à 124 œufs [16].

Actuellement, la forte dépendance aux marchés extérieurs de tous les éléments de la chaîne de production demeure le principal frein au développement de l'aviculture algérienne. En plus, elle rencontre des problèmes organisationnels, techniques et économiques, on y rencontre très peu de centres de collecte, tandis que les centres de calibrage et de conditionnement y sont pratiquement inexistantes. La majeure partie de la production est gérée par les intermédiaires (abattoirs privés, grossistes, semi-grossistes ou livreurs) qui évoluent, pour la plupart, dans le cadre de circuits informels difficiles à saisir en termes de flux

physiques, de coûts et de qualité des produits. Le seul circuit organisé est celui de l'unité AVICOLA. En 2006, cette entreprise publique a été cédée au collectif des travailleurs et gérée par une société des salariés. Tous les circuits de vente du gros au détail n'utilisent pas le froid. Seuls les œufs produits par AVICOLA sont conservés dans des entrepôts frigorifiques [1].

La transformation des œufs est très peu développée en Algérie aussi bien dans les EPE que dans le secteur privé. Cette absence d'industrie de transformation est due au faible pouvoir d'achat des consommateurs [1] [15]. L'exposition de la filière avicole algérienne à la concurrence étrangère lors de la prochaine adhésion du pays à l'Organisation Mondiale du Commerce (OMC) est de nature à exposer au risque son avenir [15].

1.5. Organisation de la filière poule pondeuse :

1.5.1. Généralités:

La filière de production d'œufs de consommation s'organise en trois parties: l'amont, la production, et l'aval. Les éleveurs sont au cœur de la phase de production. Les sélectionneurs, les accoueurs et les fabricants d'aliments représentent l'amont de la filière, ce sont eux qui fournissent aux éleveurs les matières premières (poussin et aliment). Les centres de conditionnement et de transformation des œufs, ainsi que l'abattoir (réforme) constituent l'aval de la filière, en s'occupant du devenir de la production [17].

1.5.2. Le sélectionneur : de la lignée pure à la nouvelle souche :

En filière ponte, un sélectionneur est une entreprise spécialisée dans l'évolution génétique des lignées de poules pondeuses et dans la sélection de nouvelles souches plus performantes. Le sélectionneur possède des lignées pures croisées entre elles pour aboutir à des souches grands parentales puis à des souches parentales [1].

La sélection et le choix des croisements sont réalisés en fonction de multiples critères: les performances de production (nombre d'œufs produits par poule, calibre d'œufs, atteinte précoce de la maturité sexuelle, taux de ponte au pic de production, persistance de ponte sur la durée d'élevage, solidité de la coquille), les attentes des consommateurs (couleur de la coquille, qualité du blanc et du jaune), les performances physiologiques de la poule (indice de consommation, poids à l'âge de maturité sexuelle, résistance aux conditions d'élevage et aux pathogènes éventuels). Le caractère des souches sélectionnées est également pris en compte, car une souche de comportement trop nerveux peut être une source de complications pour l'éleveur (étouffements plus fréquents, mortalités plus élevées, picage) [18].

Les directions de sélection et d'évolution des souches de pondeuses sont aussi très dépendantes des observations réalisées sur le terrain. Chaque sélectionneur dispose d'une équipe de technico-commerciaux qui visite régulièrement les élevages de poulettes et de pondeuses accompagnée des éleveurs et des techniciens avicoles, de manière à pouvoir observer et évaluer les critères de production réels (courbes de poids et de ponte, consommation d'aliments) et le comportement des oiseaux dans les conditions d'élevage. C'est aussi l'occasion pour l'éleveur et/ou le technicien avicole de faire part des remarques ou des difficultés rencontrées avec la souche élevée (nervosité, mortalité...). Les représentants des entreprises de sélection apportent un soutien technique aux éleveurs, en leur fournissant d'une part un tableau de bord de production qui donne le potentiel de la souche élevée et les objectifs atteignables en termes de croissance, de production d'œufs, de calibre des œufs, et en apportant d'autre part des conseils très spécifiques de la souche choisie, basés sur leurs observations en élevage [19].

1.5.3. L'accoureur, du reproducteur au poussin d'un jour :

Les lignées pures et grands parentales sont gérées par les sélectionneurs (aspects recherche et développement). Le rôle de l'accoureur (sous le contrôle des sélectionneurs) est d'élever les lignées parentales et d'amener les œufs produits à l'éclosion dans un couvoir. Les produits femelles de l'éclosion sont les

futures poules pondeuses productrices d'œufs de consommation. Les coqs et les poules reproductrices sont élevés ensemble, à raison de 8 à 10 coqs pour 100 poules [14] [20] [21].

L'éclosion a lieu après 21 jours d'incubation. Une fois éclos, les poussins sont triés par sexe, les mâles et les poussins malformés sont éliminés. Selon la souche de poule, il est possible de différencier les mâles des femelles par leur couleur, ou le développement des plumes de leurs ailes. Les femelles sont les futures poules pondeuses d'œufs de consommation. Dans les 24 premières heures suivant son éclosion, chaque poussin femelle va être vacciné, ébecqué (au laser le plus souvent), transféré dans une caisse de transport et envoyé par camion dans les élevages de poulettes futures pondeuses [14] [20] [21].

L'hygiène et la garantie des conditions sanitaires irréprochables sont primordiales au niveau des élevages de reproducteurs : la totalité du personnel travaillant dans ces élevages est soumise à des règles de biosécurité strictes, et tout le matériel (camions, couveuses, salles chauffantes...) est rigoureusement désinfecté entre chaque lot de poussins [14] [20] [21].

1.5.4. L'éleveur de poulettes : du poussin d'un jour à la poulette prête à pondre :

L'éleveur de poulettes reçoit des poussins d'un jour vaccinés et ébecqués issus des élevages reproducteurs. Il va élever ces poussins jusqu'à leurs entrées en ponte, période qui correspond à leurs transferts en bâtiment de production d'œufs, à l'âge de 17 semaines (ou entre 16 et 18 semaines selon l'élevage de réception et les possibilités logistiques pour le transfert des poulettes) [20].

Le rôle de l'éleveur des poulettes est primordial pour toute la suite de la production. Il doit gérer l'arrivée des poussins et leur adaptation au bâtiment, en leur permettant d'accéder facilement et rapidement à l'aliment et à l'eau. Il doit permettre aux poulettes futures pondeuses d'atteindre un poids suffisant pour leurs entrées en ponte. Il doit contrôler l'éclairage auquel sont soumises les poulettes, de manière à stimuler l'entrée en ponte au bon moment. Il doit également communiquer avec l'éleveur de pondeuses à qui sont destinées les

poulettes, de manière à adapter les conditions d'élevage au type de production. Des poulettes élevées en cage ne pourront rejoindre qu'un élevage en cage, parce qu'elles sont habituées à trouver la nourriture et l'eau à proximité et n'auront pas suffisamment de mobilité pour pouvoir s'adapter à un élevage en volière par exemple [22].

1.5.5. Le producteur, de la poulette prête à pondre à la poule pondeuse :

Le producteur des œufs de consommation reçoit des poulettes âgées de 16 à 18 semaines. Ces poulettes ont atteint leurs maturités sexuelles et sont prêtes à pondre. Les poules resteront dans cet élevage de production jusqu'à leur réforme à l'âge de 72 semaines. Le rôle du producteur est de permettre aux poulettes de s'adapter au nouveau bâtiment et d'apprendre à utiliser les nids, de garantir aux pondeuses des conditions d'élevage permettant une production optimale d'œufs. L'attention, la rigueur et la vigilance de l'éleveur sont primordiales pour déceler rapidement des anomalies qui peuvent survenir et prévenir autant que possible les accidents: une panne d'électricité, de ventilation, d'éclairage, une casse de matériel, une erreur de silo, ont quasi systématiquement des conséquences sur la mortalité et/ou la ponte du lot [22].

1.6. Types d'élevage :

On distingue deux grands types d'élevage avicoles : les élevages des poules en cages, et les systèmes alternatifs. Le système alternatif désigne toute installation d'élevage de poules pondeuses à l'exception des cages. Les volières et les élevages au sol, même sans accès à un parcours extérieur, sont donc des élevages alternatifs, au même titre que les élevages plein-air, agrobiologiques ou label Rouge [23].

1.6.1. Les cages aménagées :

Les cages dites aménagées sont des cages abritent un groupe de poules d'importance variable (souvent entre 10 et 30 poules), ayant une superficie totale minimale d'au moins 2000 cm², et garantissent au moins 750 cm² de surface par

poule présente. Ces cages contiennent un nid, une litière, des perchoirs, un grattoir, de manière à favoriser l'expression des comportements naturels de la poule et à garantir un minimum de bien-être animal [23] [24].

La présence des perchoirs dans les cages permet la réduction du picage des plumes en augmentant l'espace disponible et en réduisant l'ennui des poules. Elle assure également une meilleure qualité des os des pattes en accroissant les forces exercées sur le tibia pendant la phase de perchage, par rapport aux cages conventionnelles [23] [25]. La mortalité totale dans un lot est inférieure en cages aménagées par rapport aux modes d'élevage alternatifs: les cages rendent impossibles les mortalités massives par étouffement, réduisent les risques de contaminations et de propagation des pathogènes (contacts avec la faune extérieure en élevage plein-air, grands lots de poules mobiles en élevage au sol ou en volière). L'un des points faibles d'un bâtiment de poulettes ou de pondeuses en cages est la ventilation entre les rangées, surtout par temps très chaud [24].

1.6.2. Les élevages au sol :

Les élevages avicoles dits au sol sont composés d'un bâtiment d'élevage sur un seul niveau. Les poules y sont élevées en bande pouvant atteindre plusieurs milliers d'individus. Elles ont accès à une litière, à des perchoirs et à des nids qui peuvent être individuels ou collectifs. Parfois, des cloisons séparent la bande en plusieurs lots, dans la longueur ou la largeur du bâtiment [23] [26] [27] [28].

1.6.3. Les volières :

La volière est un bâtiment d'élevage contenant jusqu'à 4 niveaux superposés. Les poules y circulent également librement, en bande de plusieurs centaines à milliers d'individus. Elles ont aussi accès à une litière, à des perchoirs et à des nids, qui sont répartis sur les différents niveaux. La volière est nécessaire dès le stade d'élevage des poulettes, pour que les poules s'adaptent facilement et aient le réflexe de voler et sauter entre les différents étages pour trouver l'eau, la nourriture et les nids [23] [26] [27] [28].

1.6.4. Les élevages en plein-air :

Les poules élevées en plein-air ont accès à un parcours extérieur pendant la journée à certains moments de l'élevage (dépendant de la météo extérieure, de la saison, de la consommation d'aliments). Le bâtiment est identique à un bâtiment d'élevage pour poules élevées au sol, la seule différence est la présence des trappes réparties sur toute la longueur du bâtiment permettant la libre circulation des poules vers le parcours extérieur [23] [26] [27] [28].

1.6.5. Elevage agrobiologique :

Le bâtiment est identique à celui d'un élevage plein-air. Les poules pondeuses ont accès à un parcours extérieur pendant au moins un tiers de leur vie. Les principales caractéristiques d'un élevage biologique concernent la densité dans le bâtiment (maximum 3000 poules par bâtiment, minimum 6m² par poule) et l'alimentation de poules pondeuses (au moins 95% de matière première utilisée pour l'alimentation des oiseaux doit être issue de l'agriculture biologique). En élevage plein-air, les risques de problèmes sanitaires sont plus élevés qu'en bâtiment fermé (proximité avec la faune sauvage, difficulté de désinfection des parcours). Les éleveurs de ce type d'élevage doivent donc être particulièrement précis et consciencieux dans leur gestion d'élevage au quotidien, de manière à ne pas exposer le consommateur à des risques sanitaires et à ne pas imposer des conditions difficiles aux poules (maladies, parasitisme, carences nutritionnelles). [23] [26] [27] [28].

1.7. La place du vétérinaire dans la filière avicole :

Les élevages avicoles sont des élevages relativement protégés (tenues jetables et sas d'entrée, seuls les éleveurs et les techniciens avicoles pénètrent dans l'élevage au quotidien) pour éviter au maximum les contaminations extérieures. La prévention (vaccination et vermifugation) est pratiquée de manière systématique dès l'éclosion et tout au long de la croissance des poulettes. Les bâtiments d'élevage sont soigneusement désinfectés entre chaque bande et une période de vide sanitaire habituellement supérieure à deux semaines est obligatoirement

respectée avant de réceptionner les poulettes. Les cas de pathologies nécessitant un traitement médical dans les élevages des poulettes et de poules pondeuses restent donc relativement exceptionnels [22] [35].

En élevage de poulettes futures pondeuses ou de poules pondeuses, les premiers indicateurs d'un problème sont une baisse de consommation, une augmentation de la mortalité ou une chute de ponte. L'éleveur le premier à pouvoir détecter ce type d'anomalie. Lorsque l'origine du problème est clairement identifiée (par exemple un épisode de canicule, une coupure de courant, ou encore une chaîne d'alimentation brisée), la solution est souvent rapidement mise en place sans avoir besoin de l'intervention du vétérinaire. Le vétérinaire est contacté si la situation ne peut pas être gérée par l'éleveur et le technicien avicole, ou pour des conseils ponctuels. Le vétérinaire a un rôle de référent en ce qui concerne les actes médicaux réalisés en élevage: il est responsable de la bonne explication des dosages et des modes d'administration des principes médicamenteux, il apporte son expertise sur les effets secondaires de certains médicaments, et il peut conseiller les éleveurs sur le calendrier des traitements à appliquer pour garder une production optimale tout en réduisant au minimum le stress des poules traitées [22] [35].

1.8. La prophylaxie vaccinale :

Il est important pour des raisons sanitaires et de bien-être animal, que chaque étape de la filière ponte garantisse la sécurité de l'élevage contre les risques infectieux. Pour cela, un certain nombre de vaccinations et de traitements antiparasitaires sont réalisés systématiquement [29] [30].

Au couvoir les poussins sont généralement vaccinés contre les maladies de Marek, Gumboro et contre la bronchite infectieuse [29] [30].

Pour les élevages des poulettes, généralement les maladies faisant l'objet d'une vaccination systématique sont les suivantes : maladie de Gumboro, maladie de Marek, bronchite infectieuse, maladie de Newcastle, rhinotrachéite infectieuse, laryngotrachéite infectieuse, encéphalomyélite aviaire, Coronavirose liée au

syndrome de chute de ponte [29] [30]. La vaccination contre la bronchite infectieuse peut être répétée, car le virus responsable de cette pathologie possède de nombreuses variantes et l'immunité induite par le vaccin ne couvre pas la totalité de la période de ponte [29] [30] [31].

En Algérie, la vaccination contre le virus de l'influenza aviaire est interdite car la lutte contre cette pathologie passe uniquement par des mesures sanitaires. La vaccination est cependant réalisée dans les pays où l'influenza aviaire est plus présente (pays asiatiques) [32] [33].

1.9. Parasites et nuisibles :

Les poules peuvent être exposées à des risques de parasitoses internes et externes aussi bien en bâtiment fermé qu'avec un parcours extérieur. Parmi les parasites externes, l'acarien rouge (*Dermanyssus gallinae*) est celui qui pose le plus de problèmes en élevage [34] [35]

Les ténébrions (*Alphitobius diaperinus* ou, ver de farine) ne sont pas des parasites à proprement parler, mais font partie des nuisibles d'élevage régulièrement rencontrés dans les poulaillers. Ces coléoptères se retrouvent principalement dans les interstices sombres du bâtiment (cohabitation avec les acariens rouges), dans la litière, et dans les matériaux d'isolation. Ils sont responsables de la transmission d'agents pathogènes (virus et bactéries), et de la destruction des cloisons et du système d'isolation du poulailler (par forages). Les traitements insecticides existent mais sont à réaliser préférentiellement en dehors de la présence des oiseaux (au moment du vide sanitaire) [34] [35].

Les parasitoses internes sont fréquentes en élevage des volailles, et peuvent avoir des conséquences non négligeables, mortalité par diarrhée-déshydratation, retards de croissance et chute de ponte [34] [35].

Les principaux parasites rencontrés sont des coccidies (*Eimeria acervulina*, *E. maxima*, *E. tenella*, et *E. necatrix*), des nématodes (*Ascaris*, Capillaires, *Heterakis*

gallinarum, *Syngamus trachea*), et des cestodes (*Raillietina* spp, *Davainea proglottina*) [36].

1.10. Les options thérapeutiques au cours de la bande :

Face au haut niveau de protection des élevages de pondeuses et à condition que les règles de biosécurité soient respectées, les risques pathogènes restent minimes. La vaccination permet de réduire encore ces risques. [22] [35].

Il y a très peu de spécialités médicamenteuses qui possèdent une autorisation de mise sur le marché (AMM) pour les poules pondeuses. Les traitements régulièrement mis en place en élevage des poulettes ou des pondeuses concernent le plus souvent la lutte antiparasitaires et anticoccidiens.

Pour le traitement des helminthoses, il existe des spécialités qui possèdent une AMM pour les poules pondeuses (flubendazole, fenbendazole) ou à utiliser avant le démarrage de la ponte (lévamisole). Des traitements anticoccidiens (toltrazuril et autres) sont réalisés régulièrement en poussinière. En période de ponte, les spécialités anticoccidiennes autorisées sont peu nombreuses (amprolium), l'utilisation d'antibiotiques (sulfamides) est à proscrire et les molécules habituellement utilisées en poussinière produisent beaucoup de résidus dans les œufs [37].

La vaccination existe pour prévenir les signes cliniques des coccidioses et est largement utilisée. Des études tendent également à développer l'utilisation de plantes médicinales à effet coccidiostatique [37].

Les traitements anti-infectieux ne sont prescrits qu'en cas de pathologie avérée et démontrée, après intervention du vétérinaire, autopsies, prélèvements et culture bactérienne. Ils restent très anecdotiques en filière ponte. Au vu des effectifs de plusieurs milliers d'individus à traiter, en cas de pathologie grave survenant dans l'élevage, la réforme anticipée du lot est parfois économiquement préférable à un traitement (achat du produit, perte des œufs pendant le délai d'attente) [35] [37].

1.11. La courbe de ponte :

A partir de la 19^{ème} semaine, les poules entrent en ponte progressivement en raison de leurs stades de maturité sexuelle différents, ce qui explique l'ascendance de la première partie de la courbe. Cette période d'entrée en ponte est caractérisée par l'observation de quelques malformations des œufs : œufs mal formés, sans coquille dits mous ou avec deux jaunes. Ces anomalies disparaissent rapidement après quelques jours de ponte. Le pic de ponte ou cloche est obtenu 4 à 8 semaines après l'entrée en ponte. Il sera obtenu d'autant plus rapidement que le troupeau est homogène. Sa valeur caractérise la productivité de l'élevage et sa conduite. Après le pic, l'intensité de ponte décroît linéairement (1% par semaine) en fonction du temps (avec l'âge). Pour des considérations commerciales, la production n'est plus souvent rentable lorsqu'elle devient inférieure à 60 ou 65 % soit à l'âge de 70 à 72 semaines (Figure 1.1) [38].

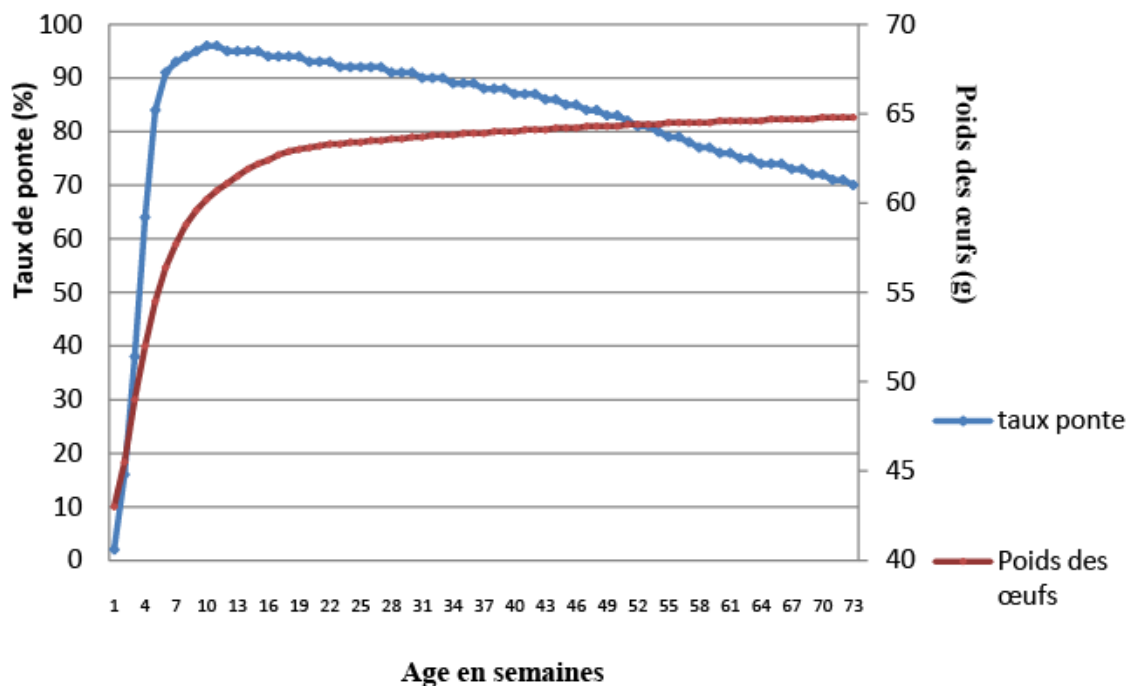


Figure 1.1: Evolution du taux de ponte et du poids des œufs en fonction de l'âge [39].

1.12. Les variations de la courbe de ponte :

La courbe de ponte de référence correspond à un objectif à atteindre pour les éleveurs. Si le pic de ponte est atteint plus rapidement (lot de poulette élevé de façon optimale), cela signifie que le lot de poules produira certainement plus d'œufs sur la durée totale de la période de ponte, ce qui peut représenter un gain économique non négligeable. Cependant, une entrée en ponte précoce est liée à une baisse du poids moyen des œufs (calibre plus petit), ce qui n'est pas toujours recherché. D'où l'importance pour les techniciens d'élevage de poules pondeuses d'être attentifs à la qualité de la croissance des poulettes, de leur entrée en poussinière jusqu'à leur entrée en ponte, car le démarrage de leur production en dépend [40].

Le stress lié au transport entre la poussinière et le bâtiment de ponte, ainsi que le temps d'adaptation entre les deux bâtiments, jouent également sur la vitesse d'entrée en ponte. Dans l'idéal, il faut que le matériel utilisé pour l'élevage des poulettes soit similaire à celui utilisé dans le bâtiment des pondeuses : les mangeoires doivent se ressembler, les abreuvoirs et les perchoirs également, de manière à optimiser l'adaptation des poules à leur nouvel environnement [40].

Lorsqu'un évènement particulier vient perturber la gestion globale de l'élevage traduisant par une difficulté à relancer la production, une mue peut être observée (réaction spontanée des oiseaux) ou plus souvent déclenchée (volonté de l'éleveur). La mue correspond à un arrêt total de la production d'œuf suivie d'une nouvelle période de ponte avec un nouveau pic de ponte. Elle est provoquée par une perturbation brutale et sur plusieurs jours des habitudes des pondeuses: restrictions d'eau et d'aliments, diminution de la durée quotidienne d'éclairage (il existe de nombreux protocoles différents selon les élevages). La mue n'est à déclencher qu'en cas exceptionnel, et avec prudence, car elle provoque une frustration des poules qui se traduit par une augmentation de la nervosité (agitation, étouffement, picage) [42]. Des méthodes prenant plus en compte le bien-être animal sont actuellement étudiées, comme par exemple la complémentation en thyroxine (hormone thyroïdienne impliquée dans l'arrêt de la ponte) [43].

1.13. Les œufs déclassés :

Les œufs déclassés sont tous les œufs qui ne pourront pas appartenir à la catégorie A des œufs de consommation vendus sans transformation. On distingue ;

- Les œufs de catégorie B, qui sont des œufs dont le calibre n'est pas celui attendu (trop petits ou trop gros), ou dont la coquille est déformée ou un peu sale mais intacte. Ces œufs sont envoyés en casserie où les blancs sont séparés des jaunes, puis transférés dans des bidons d'œufs liquides qui seront stérilisés ou pasteurisés et utilisés par les industries agro-alimentaires.
- Les œufs de catégorie C dont la coquille est très sale, fêlée, cassée, voire molle. Ces œufs sont détruits (équarrissage).

Les œufs de catégorie B, et surtout C, représentent une perte économique pour l'élevage de poules pondeuses, l'objectif est donc d'en avoir le moins possible.

En début de production, un grand pourcentage des œufs sont déclassés, la plupart pondus au sol. Éclairer les pondoires en début de lot peut adapter les poules aux nids.

Au cours de la bande une fragilité des coquilles est éventuellement causée par un problème alimentaire, des œufs déformés ou tachés du sang sont plutôt des indicateurs de pathologies (bronchite infectieuse, acarien rouge , coccidiose) [22].

1.14. La consommation d'aliments :

En moyenne, on considère qu'une poule pondeuse en production consomme environ 120g d'aliments par jour. En réalité, la consommation d'aliments dépend de la souche, le poids, l'âge et le mode d'élevage. Les sélectionneurs fournissent généralement des courbes de consommation attendue spécifiques aux souches qu'ils fournissent [44].

Des autres facteurs comme une augmentation de la température dans le bâtiment (canicule, panne de ventilateur), changement de la qualité de l'aliment (nouveau silo) ou certaines pathologies, peuvent influencer la consommation d'aliments.

Quelle que soit la cause d'une diminution de la consommation d'aliments, elle devra être rapidement identifiée et solutionnée pour réduire au minimum les conséquences sur la croissance des poulettes et leurs futures performances. La consommation d'aliments est un indicateur précoce d'un problème d'élevage, sa prise en compte au bon moment permet de limiter les pertes [44].

1.15. La consommation d'eau :

L'eau, contrairement à l'aliment, n'est pas rationnée ni en élevage de poulettes futures pondeuses, ni en élevage de poules pondeuses ; elle est accessible à volonté. On considère qu'une poule consomme en moyenne 200 ml d'eau par jour [41].

Les variations de consommation d'eau et d'aliments sont souvent similaires, car influencées par des facteurs identiques. De la même manière pour l'aliment, toute modification brutale de la consommation d'eau doit alerter l'éleveur à la recherche de sa cause [40].

Il est possible de considérer les valeurs brutes de consommation d'eau et d'aliments, le rapport eau/aliment est l'indicateur le plus couramment utilisé pour juger de la normalité du comportement alimentaire des volailles : il doit être compris entre 1,6 et 2 dans l'idéal. Toute augmentation de ce rapport (augmentation de la consommation d'eau), doit amener en premier lieu à une vérification de la température du bâtiment et de la teneur en sel de l'aliment [40]. Une diminution de ce rapport (diminution de la consommation d'eau) peut avoir comme origine un déficit d'eau suite aux tuyaux bouchés par dépôts de biofilms par exemple. Ce qui peut être à l'origine d'une stagnation du poids voire d'une perte de poids des poulettes [45] [46].

1.16. Le pourcentage de mortalité :

Les oiseaux morts représentent un risque sanitaire pour les autres oiseaux de l'élevage (nuisibles attirés, proliférations bactériennes et parasitaires, cannibalisme). La courbe de pourcentage de mortalité est très intéressante dans le cadre du suivi d'élevage pour détecter un problème latent ou chronique même de faible impact [34] [35] [38] [40].

La mortalité en début de bande en bâtiment de ponte est généralement beaucoup moins élevée, à condition que les poules aient été manipulées avec précaution lors de leur transfert depuis la poussinière et que le stress du transport ait été bien géré : voyage à jeun, alimentation et abreuvement vite disponibles à l'arrivée, répartition homogène des poules dans le nouveau bâtiment. [34] [35] [38] [40].

Une fois que les poulettes sont adaptées à leur nouveau bâtiment d'élevage, il peut encore y avoir quelques cas de mortalités occasionnelles liés à des fragilités individuelles des poulettes du lot, et qui ne constituent généralement pas une source d'inquiétudes vis-à-vis de la bande dans son ensemble [34] [35] [38] [40].

En cas d'une mortalité importante survenant brutalement (plus de 2 pour 1000), et si toutes les poulettes mortes sont retrouvées dans un coin du bâtiment ou entassées dans une zone précise et délimitée du bâtiment, l'hypothèse privilégiée est que la mortalité est due à un étouffement, lui-même causé par un mouvement de panique des poulettes: ampoule grillée, chaîne d'alimentation cassée, perchoir dévissé, bruit... Si les poulettes retrouvées mortes sont réparties dans le bâtiment, ou si d'un jour à l'autre la mortalité semble se propager dans le bâtiment, on pense plutôt à un passage bactérien ou viral et le vétérinaire doit intervenir pour réaliser des autopsies, des prélèvements, des analyses et proposer un traitement adapté le plus rapidement possible [34] [35] [38] [40].

Une mortalité faible mais continue (1 pour 1000 par jour) sur plusieurs semaines peut inquiéter l'éleveur, mais c'est surtout le technicien avicole qui réalise le suivi qui va être alerté par ce "fond de mortalité" visualisé sur le graphique de suivi. Cette mortalité chronique peut motiver des investigations : autopsies,

prélèvements, analyses et traitements éventuels. Une mortalité faible mais qui dure n'est pas forcément une urgence, mais elle doit être prise en compte car elle constitue un indicateur d'un problème d'élevage qui à terme peut avoir des conséquences non négligeables : des signes de colibacilloses, des foies stéatosés amèneront à rééquilibrer la ration alimentaire, certaines pathologies peuvent être reliées à la qualité de l'eau, ou à des parasites intestinaux [34] [35] [38] [40].

CHAPITRE 2

LA SALMONELLOSE AVIAIRE

2.1. Généralités :

Les salmonelles appartiennent à la famille des entérobactéries, bactéries du tube digestif. Ce sont des bacilles en forme de bâtonnet, mobiles grâce à une ciliature, Gram négatif, aéro-anaérobies facultatives, cultivant facilement sur milieu ordinaire.

- genre : *Salmonella*,
- espèce : *enterica* (ou *cholerae suis*)
- Sous-espèce : *enterica* (ou *cholerae suis*)
- Sérovar : il existe plus de 2300 sérotypes différents de Salmonelles qui sur le plan épidémiologique sont classés en fonction de leur potentiel pathogène pour l'homme ou l'animal [47].

2.2. Virulence et pouvoir pathogène :

Les principaux facteurs de la virulence sont la mobilité (reposant sur les flagelles), l'adhésion par les pili et les fimbriae (phénomène actif de reconnaissance spécifique entre une adhésine bactérienne et un ligand présent à la surface d'une cellule hôte), l'invasion (par endocytose pour les entérocytes, par phagocytose pour les macrophages), la formation de phagosomes spacieux, et la fusion avec les lysosomes (formation de phagolysosomes) [48].

Salmonelle enterica est capable de produire de nombreuses structures de surface dont les flagelles, les fimbriae, les curli fimbriae, les longues fimbriae polaires et celles codées par des plasmides. Beaucoup de ces structures sont nécessaires au processus infectieux, et notamment à la colonisation du tractus génital de la poule.

Les salmonelles sont des bactéries entéro-invasives et toxigènes: elles peuvent passer la barrière digestive et provoquer une invasion systémique. Dans certains cas, elles se limitent strictement à la sphère digestive. Elles peuvent également persister dans les organes internes pendant longtemps notamment le foie, la rate, les ovaires et l'oviducte en l'absence de signes de maladie [49].

2.3. Résistance :

La température optimale de croissance se situe autour de 35-37°C et explique la recrudescence des toxi-infections alimentaires à salmonelles en période de temps chaud. Cependant les salmonelles peuvent se multiplier de 5°C à 45/47°C avec une croissance nettement retardée pour les températures inférieures à 10°C. Elles sont sensibles à la chaleur, la pasteurisation à 72°C pendant 15 secondes assure leurs destructions dans le lait [50].

Elles résistent au froid. La réfrigération permet la survie des *Salmonella*, la congélation n'est pas de nature à provoquer leur disparition complète [50].

Elles sont sensibles aux antiseptiques. La résistance aux antibiotiques est un phénomène largement répandu dans de nombreux pays [50].

2.4. Pathogénie :

La contamination se fait généralement par voie orale. Les salmonelles résistent à l'acidité gastrique et arrivent dans l'intestin grêle où elles se multiplient. Adhérentes à l'épithélium, elles pénètrent par un phénomène d'endocytose dans les cellules épithéliales iléales et caecales, notamment les tissus lymphoïdes incluant les plaques de Peyer, les amygdales caecales et préférentiellement dans les cellules M [51].

Les salmonelles se multiplient à l'intérieur des vacuoles des entérocytes et migrent ainsi vers la sous muqueuse

où elles sont phagocytées par les macrophages, les monocytes et les polynucléaires neutrophiles. Les salmonelles peuvent survivre dans ces cellules en inhibant la fusion phagosome/lysosome.

Elles peuvent alors atteindre les nœuds lymphatiques mésentériques puis le sang (invasion systémique) et s'installent dans le foie, la rate et la moelle osseuse, après il survient une phase de multiplication dont la vitesse dépend de la virulence de la souche et de la résistance de l'hôte [51].

Le portage sain est le plus fréquent chez les volailles, les sujets atteints sont cliniquement et anatomiquement indécélables, l'infection est limitée à la sphère digestive et peut correspondre à un portage latent avec élimination épisodique des salmonelles dans les fèces.

La majorité des sérovars de salmonelles :

- Sont responsables d'un cycle fécal/oral avec multiplication et excrétion fécale.
- Se limite au tube digestif, avec une transmission horizontale et ré-excrétion intermittente ou permanente dans l'environnement.
- peuvent se retrouver à la surface des œufs lors d'une contamination cloacale pratiquement inévitable.
- Se caractérisent par une adaptation à des hôtes variés et une répartition large dans l'environnement du poulailler : eau, sol, locaux, rongeurs et insectes [51]

Quelques sérovars invasifs sont capables de coloniser les ovaires et l'oviducte, entraînant la contamination interne de l'œuf [51].

2.5. Epidémiologie :

2.5.1. Habitat :

Leurs disséminations dans l'environnement proviennent essentiellement de la contamination fécale [52]. Les salmonelles peuvent survivre pendant plusieurs

mois dans l'environnement [53]; de quelques jours à 9 mois dans les sols et en surface des matériaux de construction des bâtiments agricoles (bois, béton, acier et brique). Elles peuvent aussi survivre dans les boues d'épuration [54], dans les poussières, le duvet, les matières fécales bovines [55], dans les aliments d'origine animale [56] ou végétale [57] et les fruits et légumes [58]. Ces bactéries peuvent se fixer également sur de nombreux supports, comme les bottes, les brosses, les pelles, les roues et les vêtements. Les rongeurs et les insectes sont aussi une source importante de *Salmonella* dans les élevages [59].

2.5.2. Réservoirs et spécificité d'hôte :

D'un point de vue épidémiologique, les sérovars de *Salmonella* peuvent être classés selon l'espèce animale cible et le degré de pathogénicité de ces sérovars [53], en trois catégories écologiques;

Un premier groupe de sérotypes particulièrement pathogènes pour l'homme (responsables de la fièvre typhoïde et paratyphoïde) n'est exclusivement isolé que chez celui-ci. A ce jour, on ne connaît pas de réservoir animal à *S. Typhi*, *S. Paratyphi* (bien que la *Paratyphi B* ait été isolée chez les bovins) [60].

Un deuxième est constitué par toute une série de sérotypes qui sont spécifiques aux espèces animales et chez qui ils sont responsables des maladies parfois graves (diarrhées, avortements...), comme *Abortus ovis* chez les ovins, *Abortus equi* chez les équidés, *Gallinarum-pullorum* chez les volailles, *Dublin* chez les bovins et *Salmonella Arizona* chez les reptiles. Chez les porcs, les sérovars *Cholerae suis* et *Typhi suis* sont adaptés spécifiquement à cette espèce. Bien que fortement liés aux espèces citées, les sérotypes adaptés sont transmissibles à l'homme et peuvent être pathogènes [61].

Enfin, la majorité des salmonelles sont ubiquistes. Leur ubiquité se traduit par un large spectre de réservoirs humains [62], animales, mammifères [63], volatiles [59], reptiles [64] [65] et crustacés [66]. Elles franchissent la barrière d'espèce et font l'objet d'un portage sain chez l'animal [53].

2.5.3. Sources et voies de transmission :

La principale voie de contamination des salmonelles pour l'homme est alimentaire [67]. Les œufs et les viandes de volailles restent les plus importantes [68]. Par ailleurs, la contamination peut également avoir lieu par contact avec des animaux infectés, notamment avec des animaux de compagnie [63].

La contamination par les matières fécales constituer une importante voie de contamination pour les poules et pour l'homme surtout dans l'abattoir lors de l'éviscération [63].

2.5.4. Réceptivité et doses infectantes :

La susceptibilité de l'infection salmonellique des poulettes est très importante à l'âge d'un jour mais diminue rapidement. Il suffit quelques centaines de bactéries pour infecter le poussin, mais il faut un million de germes pour infecter un poulet à l'âge de 3 semaines [63].

Cette sensibilité d'infection est à nouveau importante lorsque la poulette entre en production, mais diminue jusqu'au pic de production, période à laquelle il est difficile de s'infecter. La durée de l'excrétion des germes dans les fientes des oiseaux est directement liée à la dose infectante [63].

2.5.5. Facteurs de risques liés à la salmonellose aviaire :

Le stress joue un rôle important par son effet immunodépresseur chez les poules pondeuses et la volaille en général, il y a plusieurs périodes dans la vie d'une volaille où elle est soumise à un stress telle que le transport, le début de ponte. et les températures extrêmes [70] [71].

Le rôle des rongeurs, mouches, coléoptères et les oiseaux sauvages comme vecteurs dans le transfert de *Salmonella* est largement rapporté [72].

L'aliment contaminé constitue également une importante source d'infection des élevages de volailles [69]. Les aliments sont souvent contaminés durant le stockage et la préparation [73].

Enfin, l'utilisation de la vaccination contre *Salmonella* a sans doute une influence significative sur la protection des cheptels de pondeuses contre *Salmonella*, étant donné que les vaccins actuellement disponibles réduisent la colonisation du tractus génital de la poule et par conséquent l'excrétion des salmonelles dans le milieu extérieur, conduisant ainsi à une diminution significative du nombre d'œufs contaminés [74].

CHAPITRE 3

L'ACARIEN ROUGE, *DERMANYSSUS GALLINAE*

3.1. Taxonomie :

Dermanyssus gallinae est un ectoparasite hématophage cosmopolite nidicole décrit pour la première fois en 1778 par DE GEER [75].

Contrairement à ce que la dénomination peut laisser sous-entendre, les *Dermanyssus* ne sont pas des insectes mais des acariens. Ils appartiennent à l'embranchement des protostomiens (la bouche se forme en même temps que l'anus). Elles font partie du groupe des chélicérates distincts de celui des antennates, qui comporte entre autres les insectes hexapodes (puces, acariens, cloportes...). Les caractères distinctifs du groupe des chélicérates sont les suivants : 4 paires de pattes (articulées) chez l'adulte (3 chez la larve), une paire de chélicères et un céphalothorax. On note également l'absence d'antennes et de mandibules (que l'on retrouve sous différentes formes dans le groupe des antennates) (Tableau 3.1).

Tableau 3.1 : Taxonomie de *Dermanyssus gallinae* [77]

Phylum	Arthropoda
Sous-phylum	Chélicérata
Classe	Arachnida
Ordre	Acari
Sous ordre	<i>Mesostigmata</i>
famille	<i>Dermanyssidea</i>
Genre	<i>Dermanyssus</i>
Espèce	<i>D. gallinae</i>

En continuant d'aller plus en avant dans la classification on voit que *Dermanyssus gallinae* appartient à la classe des arachnides dont les individus possèdent un céphalothorax (tête et thorax soudé), sous-classe des acariens, qui se différencient par leurs opisthosomes (abdomen) non segmenté et fusionné avec le prosome (céphalothorax), ce que l'on ne retrouve pas chez les araignées où l'abdomen reste bien distinct du thorax.

Il appartient encore au sous-ordre des Mésostigmates dont la principale caractéristique est la présence de stigmates respiratoires entre la deuxième et la troisième paire de pattes.

La super-famille des *Dermanyssoidea* regroupe 13 familles parmi lesquelles deux familles contiennent des parasites externes de volailles : les Dermanyssidés et les Macronyssidés.

La famille des Dermanyssidés possède un corps ovalaire et des pattes longues terminées par deux griffes et une ventouse. Au sein de cette famille on distingue deux genres principaux : le genre *Dermanyssus* dont la plaque sternale est transverse à l'axe du corps et légèrement incurvée à son milieu en direction du rostre et le genre *Liponyssoides* dont la plaque sternale est pratiquement hexagonale.

Le genre *Dermanyssus* et le genre *Ornithonyssus* de la famille des Macronyssidés comprennent de nombreux parasites d'oiseaux domestiques, MOSS en 1978 [76] a décrit 16 espèces de *Dermanyssus* parasitent 45 espèces d'oiseaux. D'autres animaux sont également parasités par les Dermanyssidés comme les rats, les petits marsupiaux et les souris [77].

Le genre *Dermanyssus* contient au moins 60 espèces différentes [77]. La forme des chélicères ainsi que la forme et la disposition des plaques sclérifiées constituent les principaux caractères de différenciation taxonomiques entre les Dermanyssidés et les Macronyssidés [78]. Les deux espèces parasites de poules pondeuses sont *Dermanyssus gallinae* et *Ornithonyssus sylviarum*. Elles se différencient par la forme de leurs plaques anales qui chez la femelle de *D. gallinae*

sont en forme de trapèze et pour la femelle de *O. sylviarum* est en forme de goutte d'eau [77].

3.2. Morphologie :

3.2.1. Aspect général :

Dermanyssus gallinae est visible assez facilement à l'œil nu. L'adulte femelle est ovale, elle mesure de 0.6 à 0.8 mm sur 0.4 mm, sa longueur passe à 1 mm quand elle est gorgée de sang, le mâle est un peu plus petit que la femelle de quelques dizaines de micromètres.

La couleur varie du gris blanc au noir, mais après un repas de sang elle change de rouge clair à foncé. Les larves et les nymphes à jeun sont de couleur blanche brillant et de taille inférieure à celle des adultes. Leurs excréments ressemblent aux poudres de poivre et caractéristique de leur présence [79].

L'idiosome est composé d'un rostre court et épais, de longues chélicères minces à trois segments, en forme de fouet dont les deux dernières forment une petite pince puissante et coupante (Figure 3.1) . Ces chélicères sont enserrées dans des fourreaux d'où elles peuvent s'extraire. La longueur totale des chélicères peut atteindre la moitié de celle du corps. Il y a sur l'opisthosome quatre paires de pattes articulées en trois parties se termine chacun par un pair de griffe et une ventouse ce qui lui permet de s'accrocher sur des surfaces microporeuses. Chaque appendice se décompose en partant du corps vers la griffe en coxae, fémur, genou, tibia et tarse. Les organes reproducteurs sont situés dans la partie médiane du corps (Figure 3.2 et 3.3) [80].

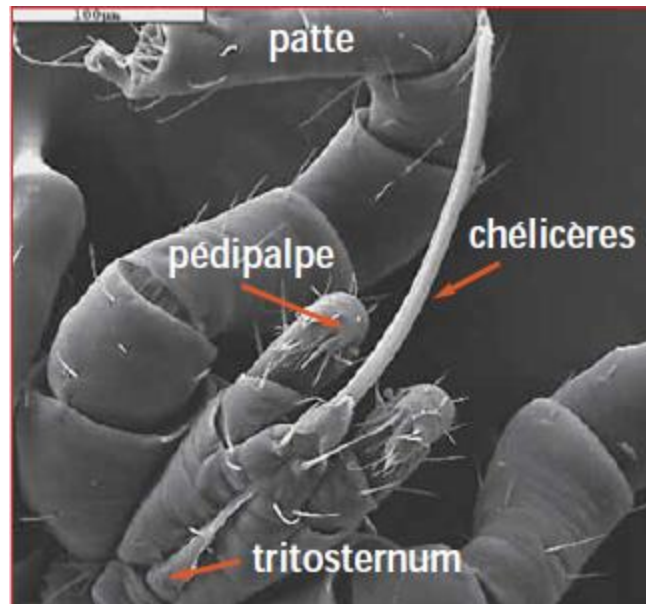


Figure 3.1 : Vue détaillée d'une patte 1 et des pièces buccales de *Dermanyssus gallinae* [199].

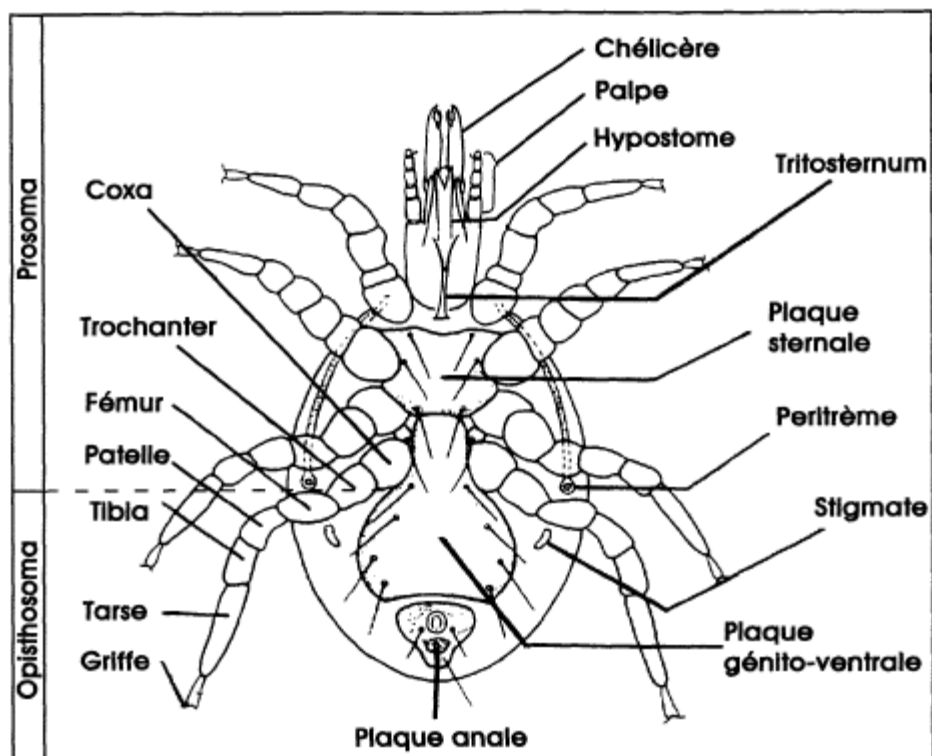


Figure 3.2 : Morphologie générale d'un acarien rouge des volailles [200].

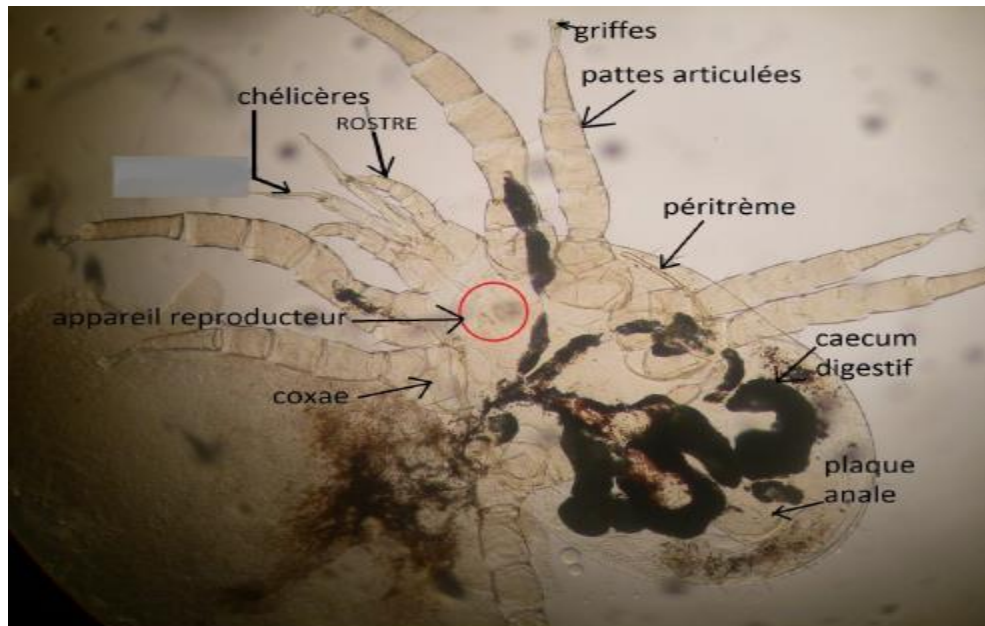


Figure 3.3 : *Dermanyssus gallinae* sous microscope optique (x100) [201].

La cuticule est transparente et laisse voir les organes digestifs constitués de deux caecaux et un diverticule digestif de couleur noire quand il est plein de sang. Les organes excréteurs sont formés extérieurement par la présence des plaques anales situées dans la partie postérieure du corps [77] [80].

Dans la partie dorsale on trouve une unique plaque ou écusson de chitine alors qu'il y en a plusieurs dans la partie ventrale [77] [80].

3.2.2. Différentiation entre mâle et femelle :

A l'œil nu et/ou à la loupe binoculaire une femelle gorgée est plus grande en taille (jusqu' à un millimètre) qu'un mâle ou une protonymphe gorgée. La différence entre une deutéronympe gorgée et une femelle adulte non gorgée est très difficile à l'œil nu. Les larves sont trop petites (inférieur à 0.5 millimètres) pour être différenciées facilement à l'œil nu.

Au microscope la différence peut aisément se faire entre les mâles et les femelles ainsi entre les différents stades, du moment que l'on s'est habitué à reconnaître les différents attributs morphologiques de chaque type d'individus. Il faut

cependant que les acariens soient morts et fixés entre lames et lamelles pour observer ces détails morphologiques.

Les femelles présentent un rabat appelé rabat de l'ovipore en position rostrale d'où sont pondus les œufs, c'est la partie apparente de l'appareil reproducteur femelle. Elles possèdent également une plaque anale fermée, où sont évacués les déchets organiques. En plus, la plaque dorsale de chitine chez les femelles est de forme trapézoïdale (Figure 3.4 et 3.5).

Les mâles présentent, comme organe reproducteur, un orifice spermatique à la place du rabat de l'ovipore et une plaque anale ouverte.



Figure 3.4 : Vues dorsale et ventrale d'un acarien rouge *Dermanyssus gallinae* mâle adulte [199].



Figure 3.5 : Vues dorsale et ventrale d'un acarien rouge *Dermanyssus gallinae* femelle adulte [199].

3.2.3. Différences morphologiques entre les divers stades :

Une protonympe est plus petite que les formes adultes et présente un péritrème court et fin.

Une deutonymphe présente un péritrème beaucoup plus long mais toujours fin.

Un adulte, mâle ou femelle, présente un péritrème long et épais.

Le péritrème est également un caractère morphologique qui sert à différencier différentes espèces au sein du genre *Dermanyssus* [77].

La figure suivante montre les différents stades de développement de *Dermanyssus gallinae* (Figure 3.6)

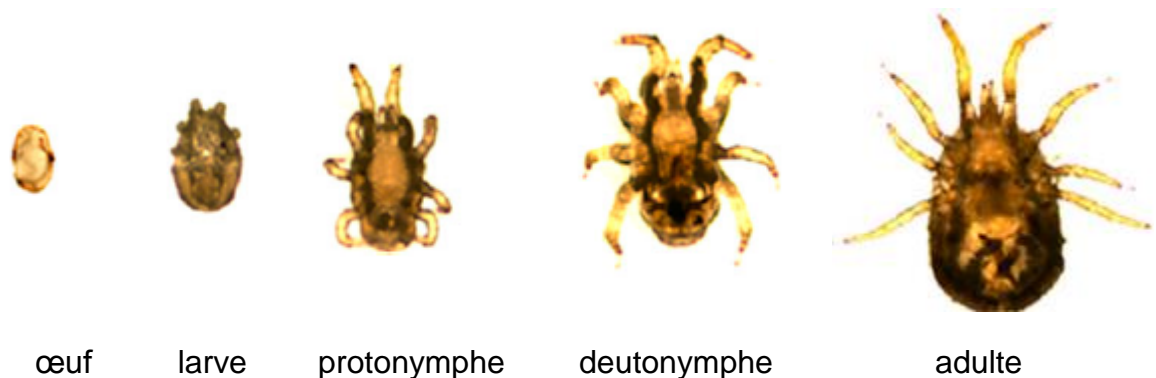


Figure 3.6 : Les différents stades de développement de *D.gallinae* [3].

3.2.4. Identification morphologique des espèces de genre *Dermanyssus*:

Le genre *Dermanyssus* est actuellement composé de 24 espèces d'acariens hématophages. Morphologiquement ces espèces sont classées en deux groupes le groupe *gallinae* et le groupe *hirsutus* + *Microdermanyssus*, les espèces de groupe *gallinae* sont les espèces les plus répandues, elle possèdent un corps souple adapté à l'engorgement d'une grande quantité de sang avec écusson réduit et jambes minces (14 espèces), elles montrent des hauts niveaux de variabilité morphologique et sont presque impossible de les distingues les une au

autres, dans les bâtiments infestés il est inconnu si *D. gallinae* est le seul organisme présent, ou s'il y a de nombreuses espèces (du même groupe) dissimulées. Les espèces du second groupe montrent des constants caractères morphologiques et hôte association et sont aisément distinguable, elles possèdent un corps compact, plus fortement sclérosé, avec des pattes plus court (9 espèces) [202].

ROY et al (2009) ont fixé 46 caractères morphologiques pour distinguer les espèces de *Dermanyssus*, due à la très haute variation des attribues morphologiques de ces espèces, un codage rigoureux de ces caractères semble impossible dans de nombreux cas [202].

3.3. Biologie :

3.3.1. Hôtes :

La spécificité d'hôte pour *Dermanyssus gallinae* est très faible, plus de 30 espèces d'oiseaux réparties dans 6 ordres différents sont recensées [77]. C'est un parasite opportuniste, pique volontairement tout vertébré à sang chaud présent dans son entourage (host-expansion), surtout lorsqu'ils sont à jeun ou en cas des infestations massives [93]. Il touche principalement les élevages de poules pondeuses et de reproducteurs, très rarement de poulets de chair, la période d'élevage de poulet de chair est assez courte pour qu'une population délétère des acariens rouges puisse se développer [93] [94].

3.3.2. Cycle évolutif :

Les œufs sont déposés quelques heures après l'accouplement. L'éclosion des œufs donne naissance (en 1.5 - 2 jours) à des larves à six pattes (hexapodes), les larves ne quittent pas les cachettes et elles muent, sans repas sanguin, en protonymphes à huit pattes (octopodes) en 24 - 48 heures. Les protonymphes prennent un repas sanguin avant de se métamorphoser en deutonymphes (24 - 48 heures), qui elles-mêmes se nourrissent du sang avant de muer en adultes. Dans

les conditions optimales de température (25°C) et hygrométrie (70%) le cycle se boucle en 7- 8 jours (Figure 3.7) [2].

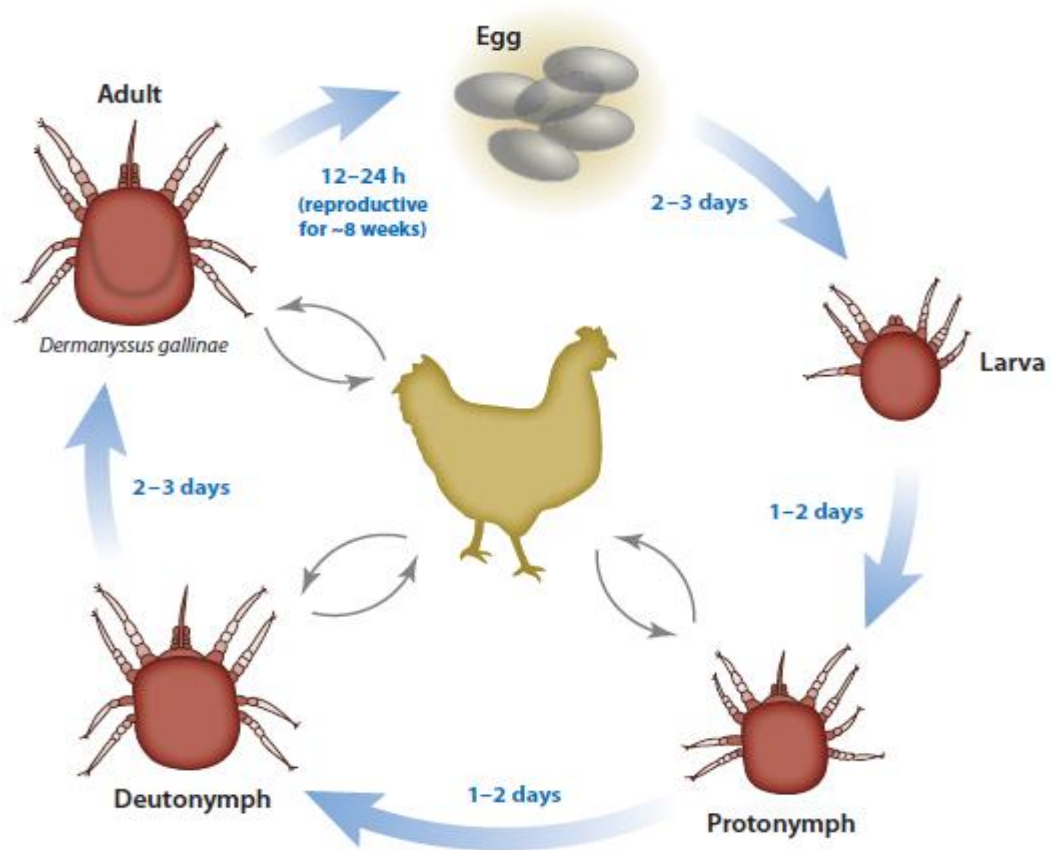


Figure 3. 7 : Cycle évolutif de *Dermanyssus gallinae* [2].

Le cycle évolutif de *D. gallinae* est bloqué pendant le vide sanitaire, mais il se reprend lorsqu'une nouvelle bande de pondeuses est introduite dans le bâtiment [7].

3.3.3. Habitat :

Les acariens rouges sont des parasites lucifuges ce qui implique qu'en présence de lumière ils se cachent dans les anfractuosités du bâtiment et du matériel d'élevage où ils pondent leurs œufs, ils se trouvent sous les fientes sèches, en bordure de nids à proximité des poules, dans toutes les fissures et recoins des poulaillers où il fait relativement sombre et chaud [6].

3.3.4. Nutrition :

Les *Dermanyssus gallinae* des hématophages, se nourrissent à l'aide de chélicères en forme de stylet qui pénètrent dans l'épiderme de l'hôte. Dans un premier temps ils explorent l'ensemble du corps, Ils préfèrent les endroits du corps peu recouverts de plumes avec peau fine et veines superficielles qui sont de préférence le cou, le dos et la région de l'articulation de l'aile, endroits où les poudeuses peuvent difficilement s'en débarrasser [89].

Les acariens rouges femelles adultes et les deux stades de développement nymphal se nourrissent de sang sur leurs hôtes par intermittence, environ 30 minutes par repas, les larves ne prennent pas de repas sanguin. Les mâles, dont les chélicères sont courtes et trapues, ne sucent le sang qu'occasionnellement [90].

Les acariens rouges ont un bouclier dorsal sclérosé très rigide afin de les protéger de stress mécanique, cette cuticule comporte des zones souples qui permettent des changements de volume considérables lorsque les acariens ingèrent une quantité importante du sang. Des femelles gorgées ont été retrouvées avec plus de 204µg du sang ingéré [91].

Une des particularités de cet acarien, est qu'il peut résister jusqu'à 9 mois sans se nourrir s'il est protégé de la dessiccation [77].

3.3.5. Comportement :

Ce sont des parasites dits grégaires, ils vivent en grandes colonies. Tous les stades de développement, mais plus particulièrement et de façon plus intensive les femelles gorgées de sang, se rassemblent régulièrement en amas et en grappes, parfois en plusieurs strates [90]. Une fois agrégés, ils restent immobiles pendant de longues périodes. Les phéromones jouent un rôle dans l'induction de cette agrégation.

Pendant le jour à une intensité lumineuse normale, l'acarien rouge cesse tout mouvement et reste immobile surtout s'il capte le dioxyde de carbone afin d'éviter d'être picoré par la poule [77].

La nuit, il a peu de chances d'être vu par la poule, il quitte son refuge pour attaquer. Néanmoins, sa propagation sur les poules pendant la journée est constatée en cas d'infestation massive [92].

Il se comporte plutôt comme un moustique : il ne vit pas sur son hôte, grimpe dessus une seule fois par stade et avant chaque ponte et réalise un repas très rapide grâce à ses pièces buccales adaptées formant un tube [77].

3.3.6. Reproduction :

Les mâles, plus petits que les femelles, montent dessus à la manière des tiques, l'accouplement peut avoir lieu sur l'hôte et dure environ 30 minutes. Les mâles peuvent s'accoupler à plusieurs femelles successivement. Un mâle peut féconder jusqu'à 4 femelles en 4 jours [95]. Le sperme passe de l'orifice génital du mâle dans la cavité spermatique de la femelle, Il est ensuite transféré au niveau des pores d'induction spermatique à proximité de la 3ème ou la 4ème coxa. Ces pores sont en continuité avec la spermathèque juxtaposée à l'ovaire [80].

Elles pondent durant 3 jours une série de 4 à 8 œufs étalés sur 8 reprises (cycles gonotrophiques) [95], les plus grands nombres d'œufs sont produits après le troisième, quatrième et cinquième repas sanguin. Les œufs sont ovoïdes de 400x270um. La période de reproduction active d'une femelle dure environ 8 semaines. Etant donné que le cycle alimentation-ponte se répète tous les trois jours environ, la vitesse de reproduction est élevée [96].

Cet acarien est arrhénotoque, comme de nombreux autres arthropodes, telle les abeilles. Cela est probablement le cas de diverses familles de *Dermanyssidae*, c'est-à-dire que les œufs qui donneront naissance à des mâles sont non fécondés et haploïdes, alors que les œufs qui donneront naissance à des femelles sont fécondés et diploïdes. Mais très peu de mâles sont présents dans les échantillons

prélevés en élevages infestés, il existe peut-être un contrôle de sex-ratio. Un seul accouplement suffit pour féconder les œufs d'une femelle. Les spermatozoïdes ne sont pas stockés comme chez de nombreux arthropodes équipés de spermathèques (ex. cigales), ce sont les œufs embryonnés qui sont stockés [95] [97] [98].

Les œufs de *D. gallinae* n'éclosent pas si ces derniers se nourriraient du sang de l'homme, et présentent un taux d'éclosabilité faible s'ils piqueraient les rongeurs [99].

3.4. Epidémiologie:

3.4.1. Distribution géographique :

Dermanyssus gallinae est probablement l'espèce la plus répandue de tous les acariens des oiseaux, ils présentent une large répartition géographique. Il est cosmopolite, recensé aussi bien dans le nouveau monde que dans l'ancien monde (Figure 3.8), il est présent en Europe [6], Amérique du nord [77], Amérique du Sud [81], Royaume-Uni [82], Afrique [6] [83] [84] et l'Asie [85] [86] [87] [88].



Figure 3.8 : Répartition géographique de l'infestation par *Dermanyssus gallinae*
[conception personnelle]

3.4.2. Source de parasite :

Tout bâtiment infesté est considéré comme une source potentielle de parasite pour les bâtiments aux alentours et même ceux situés à grande distance via les moyens de transport des poulettes, d'œufs et de matériels d'élevage [159] [193].

3.4.3. Réservoir :

Le réservoir est constitué essentiellement par les poules de basse-cour et les oiseaux sauvages qui font leurs nids sur les bâtiments d'élevage [159] [193].

3.4.4. Transmission entre bâtiments :

Cette transmission survient par l'intermédiaire d'objets inanimés contaminés, des plateaux à œufs, des conteneurs, du matériel de transport, ou par transmission passive via les personnes manipulant les volailles comme les équipes de vaccination. De façon accidentelle, les acariens rouges peuvent être transmis par les rongeurs et même les oiseaux peuvent véhiculer le parasite car elles ont l'habitude de tapisser leurs nids avec les plumes des poules [77].

3.4.5. Facteurs favorisants:

3.4.5.1. Le climat :

Le climat humide favorise la multiplication du parasite et sa transmission entre élevages. Néanmoins, ces micro-prédateurs sont fortement dépendants au micro-écosystème de l'environnement de l'hôte (nid, litière) que les caractéristiques macro-environnementales (climat, paysage). En plus, ils possèdent une capacité élevée de résistance au jeûne, leur permettant de survivre dans un environnement déserté en attendant le retour de l'hôte [77].

3.4.5.2. Mode d'élevage :

Tous les types de production d'œufs offrent une multitude de refuges aux acariens . Dans les élevages en batterie, on les retrouve sous les bandes de collecte des œufs, sur les attaches et les fixations des paniers à œufs, sous les mangeoires, sur les montants métalliques des cages, sur et sous les tapis convoyeurs de fientes, dans les conduits d'aération et de séchage. Dans les élevages au sol ils sont visibles sous les panneaux recouvrant les pondoirs et le convoyeur d'œufs, sur les tourniquets, sous les mangeoires, dans les joints et les fissures des caillebotis et des perchoirs en bois, sur les supports des caillebotis. Pendant le vide sanitaire, ils remontent au plafond, sur les poutres, dans le lanterneau [108].

D. gallinea se trouve dans tous les systèmes de production d'œuf mais il est beaucoup présent dans les élevages en liberté et sur sol par rapport à l'élevage en cage [128] [129] [130]. Ce qui peut être exprimé par la présence des conditions favorables aux développements du parasite (cachette, température et hygrométrie). Sa présence est fréquemment signalée dans les petites fermes paysannes [108].

3.4.5.3. La température et l'hygrométrie :

Les femelles pondent leurs œufs à des températures comprises entre 5°C et 45°C, les plus grandes quantités d'œufs sont pondues entre 20°C et 25°C avec une hygrométrie (HR) de 70 % [100] [101].

Les œufs ne se développent pas à une température de 5°C mais ils sont viables. En revanche les œufs pondus à 45°C ne sont pas viables [100].

Les œufs, les larves et les nymphes se développent massivement entre 15 °C et 35 °C (Figure 3.9). Les adultes, les larves et les nymphes meurent à des températures de moins de -20 °C et plus de 56°C (Figure 3.10). Ils peuvent survivre aisément dans les bâtiments de pondeuses entre deux cycles consécutifs de production d'œufs [101]. La durée de cycle évolutif est moins de 7 jours à une température de 25 °C et peut atteindre 17 jours à 20 °C [100]. Dans les conditions

optimales chaudes et humides, la population des acariens rouges peut se doubler en une semaine [102]. *D. gallinae* ne se propage pas sous de faibles hygrométries ou des températures extrêmes [101].

La température dans les bâtiments de poules est toujours favorable au développement des acariens rouges. Comme la température et l'hygrométrie influence sur le cycle de développement (Figure 3.10, 3.11 et 3.12), il y a des fluctuations saisonnières : le développement est maximal durant les périodes chaudes et humides (le printemps et l'automne) [77] [101].

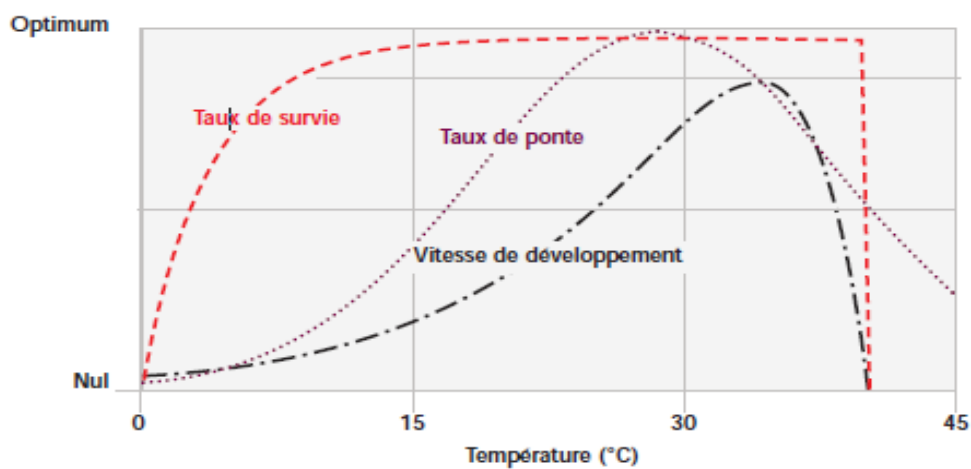


Figure 3.9 : Effet de la température ambiante sur la survie et le développement des stades juvéniles et sur la reproduction (ponte) de *D. gallinae* [100].

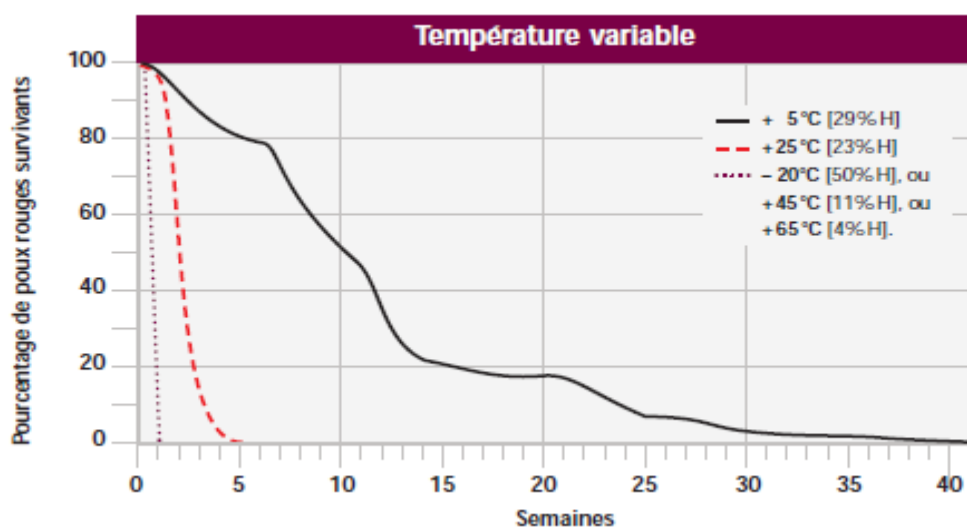


Figure 3.10 : Longévité de la femelle *D. gallinae* adulte après incubation continue à différentes températures [101].

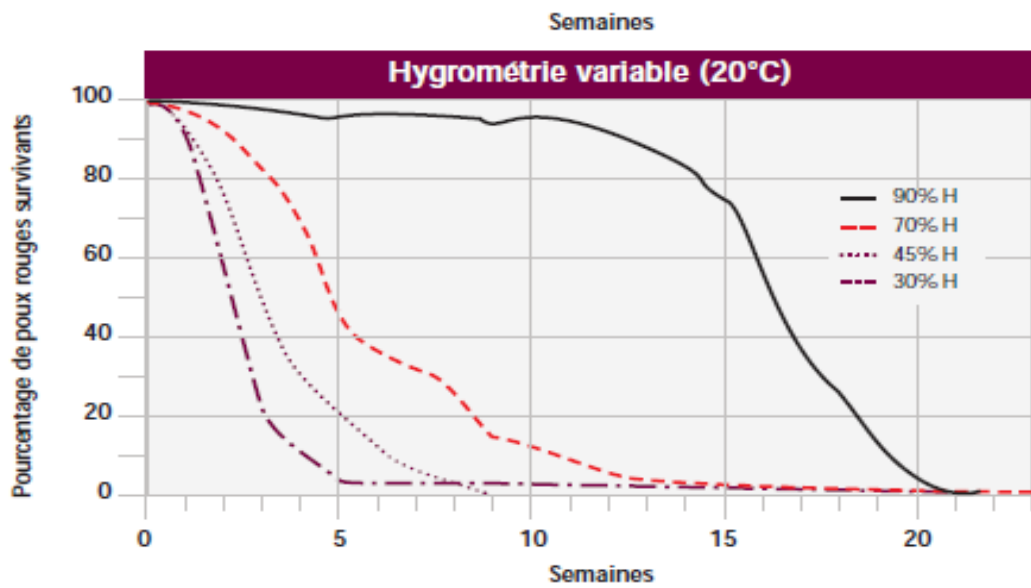


Figure 3.11 : Longévité de la femelle *D. gallinae* adulte après incubation continue à différentes hygrométries [101].

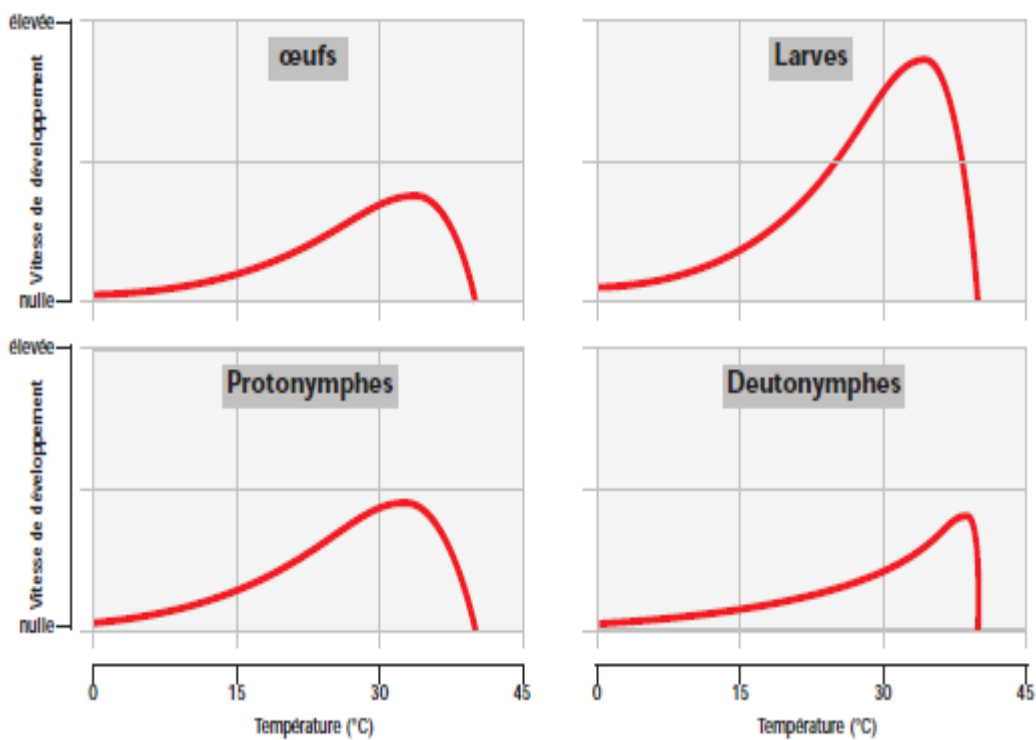


Figure 3.12 : Influence de la température ambiante à une hygrométrie de 65%-75% sur la vitesse de développement des différents stades de *D.gallinae* [100].

3.4.6. Conséquences de l'infestation par *D. gallinae* sur l'hôte

D. gallinae parvient à envahir rapidement les élevages de manière plus ou moins délétère. La rapidité du cycle vient contrecarrer la taille réduite des pontes. NORDENFORS ET HOGLUND (1999) [101] ont montré qu'une fois l'acarien détecté dans un élevage, il lui fallait en moyenne 5 mois pour atteindre un niveau de population à l'équilibre. Ce délai de plusieurs mois entre le début de l'infestation et le pic de prolifération est l'une des raisons de la quasi-absence de problèmes engendrés par l'acarien rouge en élevages industriels de chair. Mais une fois l'équilibre atteint, et même un peu avant (à partir d'une infestation moyenne de 150000 à 200000 acariens par poule), l'impact sur les poules peut devenir important, allant jusqu'à perte de poids, anémie, voire augmentation significative de la mortalité [103].

3.4.6.1. Stress et démangeaisons :

Les démangeaisons provoquent une agitation prononcée (grattage de la tête et lissage des plumes) perturbant le sommeil des poules et génèrent le stress, qui se traduit par du nervosisme, une perte de poids, une augmentation de la consommation d'aliments et une baisse de la production d'œufs. L'irritation et le stress provoqués jouent un rôle dans le déclenchement de picage et de cannibalisme [104]. Le taux d'hormone de corticostérone est 2,5 plus élevé chez les poules infestées par *D. gallinae* [105].

3.4.6.2. Anémie, baisse de ponte et mortalité :

Compte tenu que chaque acarien rouge peut prélever en moyenne 0,2 mg de sang, on estime qu'une poule peut perdre 4 g de sang toutes les nuits si elle est parasitée par 20 000 acariens rouges [106]. Si l'on considère un volume de sang d'environ 125 ml pour une poule de 1,8 kg, la perte du sang chaque jour est estimée à 3 % du volume de sang total [91]. Si la population des acariens rouges atteint 50 000 individus par poule, la perte de sang quotidienne s'élève à 8 % par poule par jour. Le développement complet (larve à adulte) requérant 2 (chez le mâle) à 10 (chez la femelle réalisant le maximum de cycles gonotrophiques) repas

de sang par individu. La succion du sang entraîne une anémie (crêtes et barbillons pâles), qui se traduit par la baisse de ponte et la mortalité. L'infestation par ce parasite pourrait augmenter la mortalité de 4 à 5%. La chute de la production d'œufs entre 10 % et 20 % [107] [108] [102].

3.4.6.3. Œufs tachés de sang :

Outre la chute de la production d'œufs, le déclassement de ceux ayant des taches de sang a un impact financier considérable. Dans les bâtiments d'élevage massivement infestés, les acariens rouges gorgés du sang sont écrasés contre les œufs qui roulent sur le tapis convoyeur. Les œufs marqués par des taches de sang et des excréments des acariens rouges (taches brun rougeâtre) ont une moindre valeur commerciale. Dans le cas d'infestations modérées à graves, la proportion d'œufs déclassés augmente de 2% à 14 % [106].

3.4.6.4. Démangeaison chez les éleveurs :

Dermanyssus gallinae peut également attaquer l'homme. Il est alors responsable d'une dermatite papuleuse et prurigineuse eczématiforme au niveau des zones de contact : main, avant-bras, mollets. Cette acariose a aussi été observée chez le chien avec des symptômes de prurit, de grattage, de papules et d'alopécie sur l'ensemble du corps [109].

3.4.6.5. Transmission des maladies :

D. gallinae transmet plusieurs agents pathogènes bactérien et virale d'importance vétérinaire et médicale comme la variole, le choléra, la pasteurellose et la salmonellose (Tableau 3.2). Ce rôle de vecteur peut s'effectuer de façon mécanique ou biologique. Des phénomènes de transmission trans-ovarienne et trans-stadiale ont également été démontrés vis-à-vis des salmonelles [110] [111]. Des autres auteurs ont isolé des virus non aviaires tel les virus de l'encéphalomyélite équine Vénézuélienne et de l'encéphalomyélite équine de l'Est [112] [113].

Tableau 3.2 : Agents pathogènes isolés ou transmis par *Dermanyssus gallinae*.

	Pathogène	détail	références
bactéries	<i>Salmonella gallinarum</i>	Isolement	[114]
	<i>Salmonella enteritidis</i>	Transmission démontrée	[111]
	<i>Pasteurella multocida</i>	Transmission démontrée	[115]
	<i>Chlamydia</i>	Isolement	[116]
	<i>Erysipelothrix rhusiopathiae</i>	Isolement	[117]
	<i>Listeria monocytogenes</i>	Isolement	[118]
	<i>Coxiella burnetii</i> (R)	Transmission démontrée	[119]
	<i>Escherichia coli</i> (E)	Isolement	[111]
	<i>Staphylococcus spp.</i> (E)	Isolement	[111]
	<i>Streptomyces spp.</i> (E)	Isolement	[111]
	<i>Spirochetes</i> (R)	Transmission démontrée	[2]
	<i>Mycoplasma synoviae</i>	Isolement	[120].
Virus	Avian paramoxvirus type 1 Newcastle disease	Isolement	[121].
	Fowl poxvirus (Smallpox)	Transmission démontrée,	[122].
	Saint-Louis encephalitis virus (Flavirus)	Isolement	[123]
	Tick-borne encephalitis (Flavirus)	Isolement	[124]
	Eastern equine encephalitis	Transmission démontrée	[113]
	Western equine encephalitis	Transmission démontrée	[99]
	Venezuelan equine encephalitis	Transmission démontrée	[112]

3.5. Diagnostic de l'infestation:

3.5.1. Diagnostic clinique :

Les poules deviennent de plus en plus stressées surtout pendant la nuit. Parallèlement les éleveurs souffrent des démangeaisons violentes sur les mains, les avant-bras, le dos, le cou et de la poitrine parfois sur tout le corps [108]

L'apparition des taches rouges sur les œufs suite à l'écrasement des acariens gorgés de sang par les œufs contre le tapis convoyeurs. On assiste à la présence de quelques dizaine de parasite qui bougent sur les plateaux d'œufs, si l'éleveur n'observe pas ces acariens, le plus souvent les collecteurs d'œufs qui signalent leurs présence aux éleveurs [108].

Diminution du taux de ponte et des mortalités, ces pertes sont d'autant plus marqués que l'infestation est intense [108] [178].

Sur les cadavres et en cas d'infestation massive on note la circulation des acariens d'une taille de 1mm environs [108] [178].

Les colonies de ces acariens sont assez visibles sur les batteries et les toiles d'araignée [6] [96].

3.5.2. Diagnostic lésionnel :

Poules : Les manifestations cutanées de l'infestation par ces acariens est la présence des dermatites avec des papules et des vésicules parfois confondue avec la gale ou la pédiculose [203].

Eleveurs : sur la peau on note des lésions de dermatite et des éruptions maculopapulaires érythémateuse, ces lésions sont le plus souvent recouvertes des croûtes sanglantes en raison de grattage violent [203].

3.5.3. Diagnostic épidémiologique :

Des antécédents de l'infestation dans le bâtiment infesté, les bâtiments avoisinants ou la région aux alentours permet d'orienter le diagnostic. Prendre en considération la présence des nids de pigeons et des élevages de basse-cour à proximité qui peuvent constituer une source d'infestation. Un climat humide ou semi humide constitue un environnement idéal pour la pollution du parasite [194].

3.5.4. Diagnostic de laboratoire

Sous microscope on note la présence des acariens à quatre paires de pattes avec une description morphologique détaillée en haut [108] [202].

3.6. Acaricides et résistance chez *D. gallinae*:

Dans le cas où une significative proportion de ces acariens n'est pas éradiquée (ce qui le plus souvent le cas vu le comportement de *D. gallinae*), il faut être prudent au risque du développement de résistance aux acaricides [130]. Comme pour d'autres parasites, la résistance aux acaricides dans les populations des acariens rouges résulte de la sélection des individus ayant une faible sensibilité. Il est probable que les gènes qui confèrent cette résistance sont déjà présents à des très faibles niveaux dans la population des parasites avant l'introduction de l'acaricide. La résistance peut être acquise suite à l'utilisation répétée du même acaricide, elle peut apparaître après plusieurs générations d'acariens, ce qui est prouvé expérimentalement avec d'autres types de poux comme *Tetranychus cinnabarinus* vis-à-vis de l'Abamectin et Fenpropethrin [132]. La résistance peut être aussi croisée, entre les différents acaricides qui ont le même mode d'action, comme les études réalisées par LI et al (2003, 2004) [133] [134] qui ont montré l'existence d'une significative résistance croisée entre les organophosphates et les carbamates pour la tique *Boophilus microplus*. Des résultats similaires ont été rapportés pour l'acarien rouge du nord *Ornithonyssus sylviarum*, où la résistance aux carbaryls et aux dichlorvos sont hautement corrélées [135].

3.6.1. Les organochlorines :

Les organochlorines, introduits en 1946, sont les acaricides synthétiques les premiers commercialisés, Benzene hexachloride (BHC) et le DDT sont les organochlorines les premiers utilisés [136]. Ces insecticides se fixent aux récepteurs de l'acide gamma-amino-butérique et inhibent le fonctionnement du canal chlore qui lui est associé. L'ouverture de ce canal induit une hyperpolarisation de la membrane nerveuse et son inactivation, lorsqu'elle se prolonge, perturbe l'ensemble du fonctionnement du système nerveux [137]. Il a été suggéré que le mécanisme de résistance est premièrement via l'augmentation du métabolisme et la réduction de l'absorption de l'insecticide [138].

3.6.2. Les organophosphates et les carbamates :

Les organophosphates sont parmi les groupes chimiques les premiers utilisés pour contrôler les arachnides. Leurs utilisations remontent aux années 1960 et malgré le développement de résistance ils sont largement utilisés pour contrôler l'acarien rouge [87] [127] [139]. Tous les deux, les organophosphates et les carbamates inhibent l'activité de cholinestérase au niveau de synapse. L'insecticide occupe les points de fixation de l'acétylcholinestérase sur la membrane post-synaptique, cette dernière se trouve continuellement excitée, provoquant des décharges contenues des nerfs conduisant à la paralysie et à la mort du parasite [135]. Chez les acariens rouges la résistance est plus souvent associée à une modification de l'acétylcholinestérase [140].

3.6.3. Les Formamidines (Amitraz):

L'Amitraz est un composant Formamidine avec activité insecticide et acaricide. Il a été utilisé depuis 30 ans, et montre une bonne efficacité pour lutter contre les acariens rouges [141]. Cependant, l'émergence des individus résistant a été rapportée en Italie, ce qui pourrait amener au développement de résistance dans la future [141]. Le mode d'action de l'Amitraz est par son effet toxique sur le récepteur d'octopamine (neuro-modulateur), la résistance peut être acquise par la modification de ce récepteur. Comme chez les tiques du bétail où deux nucléotides dans le site du récepteur d'octopamine ont été identifiés à l'origine de la résistance vis-à-vis de l'Amitraz [142].

3.6.4. Les Pyréthrines/Pyréthroides:

Les pyréthrines sont un ensemble de substances dérivées des fleurs de pyrèthre de Dalmatie. Elles sont instables et leur biodégradabilité est importante dès qu'elles se trouvent exposées à l'air, la lumière ou la chaleur, c'est pour cela qu'elles ont un délai de rémanence faible. Les pyrethroides sont des adaptations synthétiques de la pyrèthrine, spécifiquement désignés pour être plus stable et donc avoir une durée d'action plus longue [143]. Tous les deux agissent comme neurotoxine sur les nerfs sensoriels et moteurs du système nerveux central de l'insecte. Ils bloquent les mouvements des ions de sodium le long de l'axe des fibres nerveux [144]. Ce qui stimule une décharge répétitive du nerf conduit à la paralysie et la mort [145]. Une mutation des gènes sur les pores de sodium dans le canal de sodium voltage dépendant modifiant le site de fixation de l'insecticide, est considérée comme le principal mécanisme impliqué dans la résistance à la Pyrèthrine/Pyréthroïde [146].

3.6.5. Les lactones macrocycliques :

Les lactones macrocycliques rassemblent différentes molécules synthétisées par des streptomycètes, ils incluent la Doramectine, l'Ivermectine, l'Abamectine et la Moxidectine, elles sont efficaces contre les vers ronds, les puces, les tiques, les acariens, les poux et les mouches. Les trématodes et les cestodes sont naturellement résistants. Ces substances ont été utilisées contre les acariens rouges depuis les années 1980 [147].

Les lactones macrocycliques activent les canaux chlorures glutamate dépendants (GluCl) présents dans les cellules nerveuses ou musculaires des invertébrés. La membrane cellulaire devient ainsi plus perméable aux ions chlorure, entraînant une hyperpolarisation de la cellule nerveuse ou musculaire, qui conduit à un paralysé flasque du parasite. Chez les mammifères, les canaux GluCl sont absents. Avec des gammes de concentrations plus élevées ces molécules peuvent également interagir avec les canaux chlorures GABA dépendant. La résistance chez les acariens rouges peut être due à la modification du site de fixation sur GABA ou les canaux GluCl [148].

Le tableau ci-dessous (tableau 3.3) montre la résistance des acariens rouges des volailles à différentes catégories d'acaricides signalée dans différents pays.

Tableau 3.3 : Résistance aux acaricides chez l'acarien rouge des volailles.

Acaricide		pays	Références
Organochlorines	DDT	Slovaquie	[149]
		Slovaquie	[147]
	Fipronil	Corée	[150]
Carbamate	Carbaryl	Corée	[150]
		Italie	[141]
	Furathiocarb	Corée	[150]
Organophosphates	Trichlorfon	Slovaquie	[147]
		Suède	[127]
	Fenitrothion	Corée	[150]
Pyrethroids	Flumethrine	Italy	[151]
	Tetramethrine	Slovaquie	[147]
	Permethrine	Slovaquie	[147]
		France	[152]
		Suède	[127]
		Corée	[150]
		Italie	[141]
	Deltamethrine	Iran	[153]
	D-phenothrine	Corée	[150]
	Alpha-cypermethrine	Corée	[150] [5]

3.7. Gestion de la résistance aux acaricides :

3.7.1. Utiliser un acaricide efficace :

Dans les systèmes actuels des élevages de poules pondeuses, le contrôle des acariens rouges ne peut se faire sans l'utilisation des acaricides. A présent, il y a

peu d'acaricides, comme le Phoxim et le Spinosad qui donnent encore des effets prometteurs contre *D. gallinae*. Une seule application (pulvérisation) du spinosad, un biopesticide dérivé de la fermentation du micro-organisme *saccharopolyspora spinosa* peut éliminer plus de 97 % des acariens rouges avec un délai de rémanence d'au moins 28 jours [154]. De même, deux applications de Phoxim 50% à une semaine d'intervalle est hautement efficace [131]. En plus, ces acaricides n'ont pas des effets négatifs sur les performances des poules, ce qui les rend sans risque même au cours du cycle production [131] [154].

3.7.2. Utiliser une combinaison d'acaricides :

Cette approche est basée sur le principe qu'un seul individu ne peut être résistant à une combinaison d'acaricides qui ont des différents modes d'action. Cette stratégie a été utilisée par KOCISOVA et PLACHÝ (2008) [155] avec des résultats encourageants, le Triflumuron seul donne une mortalité des acariens rouges de 70%, tandis que sa combinaison avec le Bendiocarb augmente l'effet à 98.9%. Lorsqu'on applique cette méthode il faut que les acaricides associés soient compatibles et utilisés avec les concentrations recommandées [155].

3.7.3. Rotation d'acaricides :

C'est bien connu que l'utilisation des acaricides avec différents modes d'action en alternance, réduit la pression de sélection pour chacun des groupes d'acaricides et préserve leur efficacité, des rapports de terrain ont confirmé cet effet [155] [156].

3.8. Moyens de prévention :

3.8.1. La détection précoce :

La détection précoce des infestations chez les volailles est fondamentale. Il est nécessaire d'inspecter soigneusement les endroits susceptibles de servir de refuges, en utilisant une lampe torche si nécessaire car les parasites cachés sont difficiles à repérer. Un bon moyen de repérer les zones infestées dans un bâtiment

de pondeuses est de frapper sur les cages et de les recueillir sur une feuille de papier blanc placée en dessous [106]. L'utilisation d'un tissu blanc humide pour essuyer les endroits suspects est un autre moyen utile car le sang des acariens rouges écrasés est alors facilement repérable sur le fond blanc. Les refuges sont aussi signés de petites taches de couleur poivre de sel, qui sont les excréments des acariens rouges. On peut utiliser des cordes à nœuds lâches qui seront suspendues dans plusieurs endroits à l'extérieur des cages. Si le bâtiment est infesté, les parasites s'accumulent à l'intérieur des nœuds [127].

3.8.2. Détermination du taux d'infestation, suivi de population :

L'estimation du taux d'infestation d'un bâtiment d'élevage par ces acariens est importante pour l'évaluation d'une méthode de lutte et pour les études in situ du parasite. Deux méthodes peuvent être appliquées, l'utilisation des pièges ou l'examen de fiente. GUILLAUME et al (2003) [126] ont évalué deux types de pièges ; le premier, décrit par NORDENFORS (2000) [127] qu'est composé d'un carton d'emballage de 7 X 10 cm. Le second type de piège est composé d'une feuille de carton bristol de 7 X 20 cm pliée en deux et maintenue fermée par deux agrafes. Les deux types de pièges sont protégés des poules par une feuille de plastique rigide et fixés pendant 24 heures dans les nids ou sur les perchoirs. Après 24 heures, les pièges sont placés dans des sacs hermétiques puis congelés à -20°C pendant 24 heures pour tuer les acariens . Ils sont ensuite ouverts, vidés des acariens dans une boîte de pétri et les acariens sont comptés sous loupe binoculaire. L'examen de fiente réalisé par cet auteur consiste à utiliser des fientes sèches non déshydratées, ces dernières sont retournées pour examiner leur face inférieure où se cachent les acariens. Après avoir comparé les deux types de piège carton d'emballage et feuille bristol, ils ont constaté que les résultats obtenus montrent une très forte corrélation, même l'examen de fiente donne de résultat assez proche. Néanmoins l'examen de fiente serait plus adéquat sur des zones peu propices au dépôt des pièges cartonné et limite le nombre de visites [126].

3.8.3. Traitement chimique :

Différents types de traitement ont été proposés pour contrôler les infestations par les acariens rouges. Dans les bâtiments de poules, il est impossible d'exterminer définitivement les acariens rouges. Ceux qui survivent jouent le rôle de réservoir dans l'attente d'un nouveau lot. Les populations se reconstituent rapidement lorsque les conditions d'ambiance deviennent favorables [101].

Les acaricides sont divisés en trois grandes catégories : les composés organophosphorés, les carbamates et les pyréthroïdes. Ces acaricides bien qu'efficaces il est très difficile de pulvériser les acariens cachés dans les profonds interstices, traiter l'oiseau est aussi inutile. L'acarien, abrité, n'est en général détecté qu'une fois sa population est largement développée. La détection précoce des infestations à *D. gallinae*, est très difficile [77]. En outre, l'utilisation d'acaricides est interdite au cours de la bande pour des raisons de sécurité alimentaire, pour cela ils sont réservés à l'utilisation entre bandes [96].

L'efficacité de l'insecticide peut varier considérablement selon la formulation de l'acaricide et la nature de la surface [94]. La toxicité d'un insecticide et la durée de son efficacité dépendent de son adhérence à différents types de surface (bois, métal galvanisé, carton, plastique). De plus, les insecticides sont plus efficaces sur des surfaces propres que sur des surfaces sales [127]. En outre il faudrait que les acaricides utilisés soient suffisamment rémanents pour être actifs au moment de la reprise de l'activité des acariens rouges.

En Europe, en l'absence d'une substance sûre et efficace pour lutter contre les acariens rouges, le Phoxim interdit depuis 2007 (directive 2007/442/CE) a bénéficié d'un délai dérogatoire différent l'interdiction de mise sur le marché, surtout qu'il montre une bonne efficacité après un traitement étalé sur deux applications seulement [131]. En plus, le niveau maximum des résidus de cette substance a été garanti par l'EMEA (European Medicine Evaluation Agency) en janvier 2005. Cette substance est dotée actuellement de l'AMM dans la plupart des pays d'Europe depuis l'année 2010 [2].

3.8.4. Mesures sanitaire :

Aujourd'hui, les efforts entrepris pour contrôler *D. gallinae* sont centrés sur deux aspects: d'une part la gestion de l'élevage et les mesures visant à prévenir l'introduction des acariens rouges, et d'autre part l'hygiène du bâtiment d'élevage entre deux bandes et pendant le cycle de production.

Il est important de maintenir la propreté des environs du bâtiment d'élevage et d'appliquer un moyen de contrôle approprié des animaux vecteurs et des nuisibles (oiseaux sauvages, rongeurs, etc.). L'utilisation des caisses propres pour transporter les poulettes est conseillée. Des mesures sanitaires strictes sont obligatoires pour les équipes de vaccination. Les matériaux et équipements doivent être choisis de sorte que les acariens rouges y trouvent le moins d'abris possible (gestion de l'habitat). Les joints, les raccords, les fissures et crevasses dont ils ont besoin pour s'abriter doivent être condamnés ou éliminés autant que possible [77] [157].

3.8.5. Vide sanitaire et nettoyage :

Laisser le bâtiment vide entre deux bandes permet une diminution naturelle de la population des acariens et fournir un temps suffisant pour accomplir les procédures sanitaires. Actuellement, le délai entre le dépeuplement et le repeuplement des bâtiments d'élevage est si court (parfois 15 jours seulement) qu'une population des acariens rouges diminue naturellement. Le nettoyage de cet environnement direct doit être entrepris le plus tôt possible après la réforme de la bande avant que les acariens rouges n'en profitent pour rechercher d'autres refuges. Le bâtiment doit être nettoyé et libéré des acariens avant l'arrivée des poulettes. Il est bien connu que la poussière est l'environnement le plus adéquat pour la survie des acariens, donc un nettoyage approfondi avec un aspirateur est pertinent pour une élimination efficace des PRM [96]. Un vide sanitaire et un nettoyage mécanique doivent être complétés par la pulvérisation d'un acaricide on prête attention à viser les interstices et les recoins des bâtiments [158].

Malgré tous les efforts d'hygiène, il faut admettre qu'avant le repeuplement une infestation résiduelle sera malheureusement présente. L'objectif est donc de réduire au maximum ce seuil d'exposition initiale [2].

3.9. Moyens alternatifs de lutte :

3.9.1. Management des conditions de l'environnement :

EMOUS et al (2005) [106], MUL et KOENRAADT (2009) [159] ont investigué le potentiel de température élevée sur les acariens . Exposer la population des acariens , entre les cycles des productions, à des fortes températures pendant une période prolongée (45 °C pendant 5 jours ou 52 °C pendant 2 jours) réduit fortement la population des acariens rouges, mais il semble difficile de le faire dû au coût élevé de l'opération. Des autres recherches proposent la manipulation du programme lumineux pour contrôler la population des acariens rouges au cours de la production, des intermittences de courtes périodes d'éclairage peuvent remarquablement réduire la population par la réduction de la période d'obscurité obligatoire pour les acariens . Mais il est difficile d'envisager un tel régime d'intermittence de lumière en pratique, surtout qu'il est stressant pour la poule, et que la législation de bien-être des poules exige une période d'obscurité de huit heures [160].

3.9.2. Huiles essentielles :

Les huiles essentielles peuvent être une alternative aux produits chimiques dans la lutte contre les acariens du fait de leurs activités sélectives, biodégradables, sans effet néfaste sur l'hôte et l'environnement et même sa structure complexe limitant l'apparition des résistances [161].

Plusieurs huiles essentielles ont montré des résultats probants contre l'acarien rouge (tableau 3.4). Un produit déjà disponible sur le marché à base de neem a montré une activité acaricide contre l'acarien rouge supérieure à celle du Phoxim [84]. Le thym montre un long effet résiduel allant jusqu'à 15 jours avec une activité acaricide dépasse 90%, ce qui due à sa teneur élevée en thymol. Les acariens

sevrés pendant des semaines sont plus sensibles aux huiles essentielles, donc leur utilisation est plus efficace pendant le vide sanitaire qu'au cours du cycle de production [162]. Des études ont montré que si les acariens sont exposés à la vapeur uniquement sans contact avec l'huile elle-même la mortalité sera plus élevée, ce qui indique que la voie d'action est largement via le système respiratoire [163]. Il est possible d'incorporer ces huiles dans le système de ventilation des bâtiments pour exposer les acariens à des charges contenues d'acaricides et limiter l'inconvénient de faible rémanence de certaines huiles [162].

Néanmoins les conditions environnementales, le temps de moisson et les protocoles d'extraction sont difficiles à standardiser et les produits finaux peuvent avoir des efficacités variables. Le problème peut être résolu par l'extraction des principes actifs et les développés pour les utiliser comme acaricides [159] [164].

Tableau 3.4 : Efficacité acaricide de certaines plantes médicinales

Nom	Mortalité	Concentration	référence
lavande	66–90%	0.14 mg/cm ²	[162]
<i>Pelargonium graveolans</i> , <i>Myrtus communis</i> et <i>Santolina africana</i>	100, 85 et 75 respectivement	0.1 mg/cm ²	[165]
thym, manuka et pennyroyal	100 %	0.30 mg/cm ³	[166]
Manuka, Thym, Palmarosa, Araway, Spearmint, Black pepper and Juniper leaf	Effet répulsif 13 j pour thym 02 jours pour les autres	0.14 mg /cm ³	[166]

Tableau 3.4 : Efficacité acaricide de certaines plantes médicinales (suite)

Neem	90 % Deux	Produit commercial,	[167]
------	--------------	---------------------	-------

	applications à 7 intervalles	dilué a 1.33	
Ail, thym	1 jour 92.05%- 7 jour 74.62%, 1 jour 89.4% %- 7 jour 95.37%	Thym : 0.21 mg/cm2 Ail : 0.07 mg/cm2	[168]

3.9.3. Vaccination :

ARKLE et al (2005) [125] ont démontré que les poules infestées par *D. gallinea* fabriquent des IgY (similaires aux IgG des mammifères) possible à détecter dans le jeune œuf ou dans le sérum par le test ELISA. L'intensité de l'immunité varie selon le type d'élevage; les poules vivent dans les systèmes d'élevage en liberté sont significativement plus infestées et plus immunisées contre les acariens que les autres types d'élevage [125].

Le vaccin procure un alternatif attractif aux acaricides, bien que le développement du vaccin contre les arthropodes est difficile et entravé par notre relative médiocre compréhension de la relation hôte-parasite [172].

Les antigènes dissimulés des ectoparasites se montrent plus prometteurs pour la préparation du vaccin, comme illustre le vaccin commercial déjà disponible TickGARDplusTM contre la tique de bétail *Boophilus microplus* basé sur l'antigène intestinal dissimulé Bm86. Ce vaccin génère des anticorps à l'antigène Bm86, une fois ingéré avec le repas sanguin, ils se lient à l'antigène épithélial de l'intestin de tique provoquant sa mort [169]. D'autre part, d'autres études avec les tiques Ixodes ont démontré la faisabilité de fabriquer des vaccins avec l'antigène salivaire exposé [170]. De même pour *Psoroptes ovis*, ectoparasite responsable de la gale ovine, SMITH et al. (2002) [171] ont arrivé à immuniser les ovins contre la gale par des protéines extraites des cellules membranaires intestinales de ce parasite.

BARTLEY et al (2009) [172] ont identifié chez *D. gallinae* une protéine similaire à HRF (histamine release facteur) des tiques (similarité de 50 à 52%) et à moindre degré avec le TCTP (translationally controlled tumour protein) des mammifères et de certains invertébrés (similarité entre 38 et 47%). Cette protéine HRF de *D. gallinae* (Dg-HRF) contrairement à HRF des tiques, c'est une protéine dissimulée, elle n'a pas de localisation salivaire, vu l'absence d'une immunité protectrice chez les poules fortement infestées [172].

La protéine HRF/TCTP est exprimée en large range dans les tissus des invertébrés et des mammifères avec des fonctions le plus souvent régulatrices. Des données d'immunolocalisation ont montré que Dg-HRF est ubiquitairement distribué dans les tissus des acariens rouges, ce qui suggère que Dg-HRF est potentiellement une protéine intrinsèque de régulation pour la plupart des cellules [173] [174].

Pour tester la capacité protectrice de Dg-HRF, des poules ont été immunisées avec l'inoculation de protéine recombinante rDg-HRF, le sang frais hépariné des poules contenant des IgY anti-rDg-HRF est ensuite nourri aux acariens semi sevrés en utilisant un in vitro instrument de nutrition. Une augmentation statistiquement significative du taux de mortalité est observée ($P = 0.004$) juste après un seul repas sanguin [172].

La protéine HRF est exprimée à tous les stades du cycle de vie de la tique *Ixodes* [173], si c'est le cas pour *D. gallinae*, la vaccination avec le rDg-HRF peut être efficace contre tous les stades de développement, l'ubiquité de distribution de Dg-HRF et son rôle putatif dans des multiples processus biologiques, fait de Dg-HRF un attractif vaccin perspectif, la liaison des anticorps IgY des poules vaccinées avec les Dg-HRF des tissus (surtout intestinal) des acariens, de manière similaire au vaccin contre la tique *Boophilus microplus* avec l'antigène Bm86, peut interférer avec la digestion et des autres processus de régulation, et ultérieurement affecte la fécondité, le développement et même la survie des acariens [175] [176].

CHAPITRE 4

PARTIE EXPERIMENTALE

4.1. Problématique :

L'acarien rouge des volailles, *Dermanyssus gallinae* est un ectoparasite hématophage cosmopolite qui engendre des pertes importantes aux élevages de poules pondeuses dans plusieurs parties dans le monde. Avec l'industrialisation des élevages et le développement des réseaux de transport cette parasitose devient plus inquiétante avec parfois des véritables pullulations touchant tous les élevages d'un pays ou d'une région [4] [5].

La coriacité de cet acarien vient de sa capacité de supporter des longues périodes de jeûne, de larges spectres de températures et de la résistance vis-à-vis d'un large éventail d'acaricides. En plus, son comportement nidicole lucifuge lui permet de s'échapper aux traitements acaricides par l'enfouissement dans les profonds interstices très nombreux dans les bâtiments d'élevage [2] [77].

La difficulté de l'éradication est aggravé par les limitations règlementaires de l'utilisation des acaricides, la Limite Maximal des Résidus (LMR) fixée pour les œufs de consommation est peu compatible avec la durée d'élevage de la bande de poules pondeuses. L'accès à un traitement efficace et sur reste encore un objectif non atteint [177] [178] [179].

Le stress et l'anémie provoqués par le parasite diminuent la production d'œuf et dégradent la santé et le bien-être des poules [103] [5]. Dans les cas d'infestation intense la mortalité et la baisse de ponte peuvent atteindre 4% et 25 % respectivement [180] [108]. Le déclassement des œufs tachés de sang suite à l'écrasement des acariens gorgés, l'augmentation de l'indice de consommation, le picage et le cannibalisme accroît encore les pertes [93] [3] [181]. En plus, son rôle vectoriel vis-à-vis de plusieurs agents pathogènes bactériens et viraux, y compris

des agents pathogènes zoonotiques [5] [111], le parasite constitue une menace pour l'industrie d'œuf de consommation et la santé publique [5] [88] [177] [182] [183] [184] [185] [186].

En Europe, le parasite est fortement disséminé avec une prévalence moyenne estimée à 80% [4]. L'impact économique dans ce continent relié coût de contrôle et baisse de production est estimé à 130 millions d'euros par an [106].

Aux Etats Unis, *Dermanyssus gallinae* est considéré comme l'un des problèmes majeurs de l'élevage de poules pondeuses [2] [187].

En Asie, le parasite est disséminé partout le continent. Le Japon affiche le taux de prévalence le plus élevé (80%) avec des pertes approximatives de 67 millions euro par an [85] [86] [87].

Dans les pays du Maghreb, la prévalence de l'infestation est bien connue [6] [83] et les chercheurs se penchent sur l'expérimentation de nouveaux aspects de lutte contre *D. gallinae* [165] [188], étant donné qu'est le point le plus problématique.

En Algérie, les vétérinaires praticiens ont rapporté l'existence de ce parasite dans les élevages de poules pondeuses, mais il n'existe pas des études publiées réalisées sur le sujet. Est-ce l'infestation par *D. gallinae* chez nous est inquiétante comme partout dans le monde ? Est-ce qu'elle est bien répandue au sein de nos élevages ? Les pertes engendrées ? Qu'elle est la part d'acarien rouge de la persistance des salmonelles dans les élevages de poules pondeuses ? Le présent travail essaye de répondre à ces interrogations.

4.2. Objectif :

Dans le but de répondre à la problématique que nous avons posée, nous nous sommes fixé les objectifs suivants :

- Evaluer la prévalence de l'infestation ;
- Association de l'infestation avec quelques paramètres d'élevage ;
- Décrire les moyens de lutte utilisés par les éleveurs ;

- Evaluer la contribution du acarien rouge à la transmission des salmonelles (Rôle vectoriel).
- Estimer les pertes engendrées à l'échelle nationale.

4.3. Matériels et méthodes :

4.3.1. Population d'étude et population cible :

Notre population d'étude est les bâtiments d'élevage de poules pondeuses.

4.3.2. Région d'étude :

Notre étude a été réalisée au cours de l'automne 2014 dans quatre wilayas ; Bouira, Bordj bouarréridj, Sétif et Batna, dans à l'Est du pays (Figure 4.1). Cette région représente 70% de la production nationale d'œufs [15].

La région d'étude est caractérisée par un climat semi-aride, des étés secs et chauds, avec des températures allant de 30 à 40°C, et par des hivers froids, avec des températures moyennes oscillent entre -2 et 8°C. Les précipitations sont modérées, variant entre 400 et 600 mm par an.

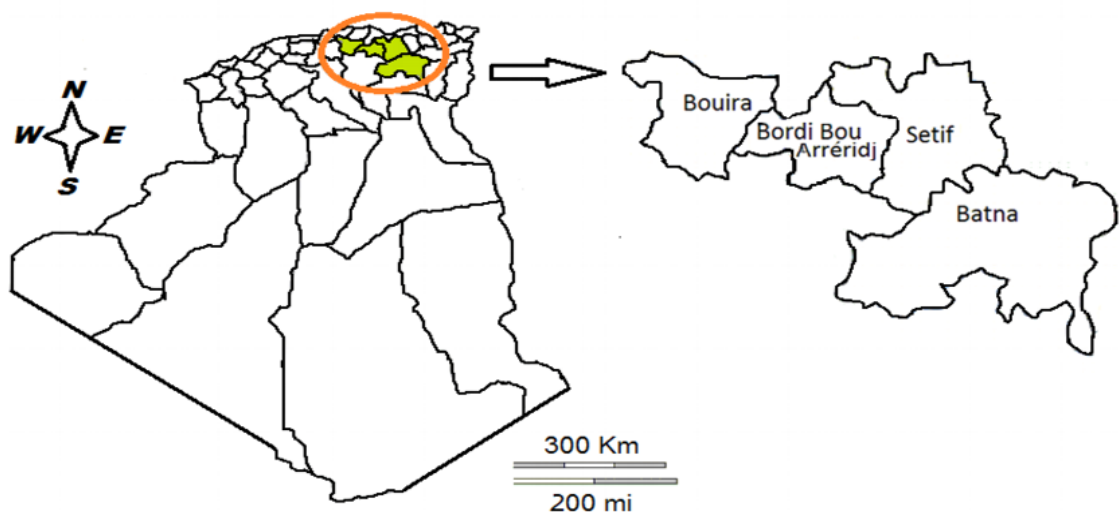


Figure 4.1 : Carte géographique montre les quatre wilayas d'étude.

4.3.3. Unité épidémiologique :

Nous considérons notre unité d'étude le bâtiment d'élevage, étant donné qu'elle est l'unité la plus homogène sur le plan sanitaire; les poules logées dans un même bâtiment sont soumises aux mêmes conditions zootechniques, alimentées avec la même alimentation et la même source d'eau, entourées par les mêmes mesures d'hygiène et de biosécurité donc obligatoirement soumises aux mêmes facteurs de risques.

4.3.4. Echantillonnage :

Etant donné qu'une étude épidémiologique ne peut être exhaustive, réalisée sur la totalité de la population cible présente sur le territoire national et ce par souci de limiter les moyens et le temps nécessaire pour une telle étude, elle doit être réalisée sur un échantillon, celui-ci doit avoir une taille et une représentativité [189].

4.3.4.1. La taille de l'échantillon :

La taille de l'échantillon est déterminée en fonction de la précision souhaitée et la prévalence attendue [189].

Nous avons choisi une précision souhaitée de 20%, pour une première étude nous avons besoin d'avoir une taille d'échantillon plus grande donc une précision plus fine.

La prévalence attendue de l'infestation par *D. gallinae* a été obtenue avec l'aide des vétérinaires praticiens, à travers une pré-enquête, elle a été estimée à 20% (bâtiments infestés).

Nous utilisons le tableau ci-dessous fourni par TOMA et al (2001) [189] (Tableau 4.1) nous obtenons une taille de population de 385 bâtiments de poules pondeuses.

Tableau 4.1 : La taille de population nécessaire pour l'enquête.

Précision relative	Prévalence attendue												
	1	2	3	4	5	10	15	20	25	30	35	40	45
10 p. cent	38032	18824	12422	9220	7300	3458	2177	1537	1153	897	714	577	470
20 p. cent	9508	4706	3106	2305	1825	865	545	385	289	225	179	145	118
30 p. cent	4226	2092	1381	1025	812	385	242	171	129	100	80	65	53
40 p. cent	2377	1177	777	577	457	217	137	97	73	57	45	37	30
50 p. cent	1522	753	497	369	292	139	88	62	47	36	29	24	19
60 p. cent	1057	523	346	257	203	97	61	43	33	25	20	17	14
70 p. cent	777	385	254	189	149	71	45	32	24	19	15	13	11
80 p. cent	595	295	195	145	115	55	35	25	20	17	14	13	11
90 p. cent	500	250	167	125	100	50	33	25	20	17	14	13	11
100 p. cent	500	250	167	125	100	50	33	25	20	17	14	13	11

4.3.4.2. Le tirage au sort des unités de l'échantillon :

Nous n'avons pas fait du tirage au sort, les bâtiments d'élevage qui figurent dans l'enquête sont ceux suivis par les vétérinaires qui ont acceptés de participer à ce travail.

4.3.5. Collecte des informations, prélèvement du parasite :

4.3.5.1. Questionnaire :

Pour avoir un questionnaire circonscrit ne contenant que des questions utiles, nous avons conçu un tableau où nous avons accordé à chaque question un objectif bien clair (voir tableau objectif des questions en annexe).

Le questionnaire est divisé en deux parties (voir annexe); la première partie concerne les caractéristiques des bâtiments d'élevage (âge de construction, capacité des bâtiments, type des bâtiments, nature des murs) et les pratiques d'élevage et hygiène (type d'élevage, souches de poules, système de ventilation utilisé, méthodes d'élimination du fumier, fréquence du nettoyage, âge de réforme, durée de vide sanitaire, les désinfectants utilisés). La deuxième partie décrit l'infestation par *Dermanyssus gallinae* (source d'infestation, intensité de

l'infestation, la durée de l'infestation, les acaricides utilisés, les mesures de prévention, mortalité et chute de ponte associées, coût de traitement). Le questionnaire a été testé auprès de dix vétérinaires praticiens avant d'aboutir à sa forme finale.

Les réponses aux questionnaires sont obtenues par entretien avec les vétérinaires dans leurs cabinets. Si un vétérinaire mentionne l'existence des bâtiments infestés, nous déplaçons vers les bâtiments mentionnés pour remplir la deuxième partie avec la participation de l'éleveur.

Pour évaluer le statut d'hygiène des bâtiments infestés nous avons basé sur un critère visuel qui serait subjectif en relation avec la fréquence de nettoyage ainsi le lieu de dépôt des fientes près ou loin des bâtiments.

Les infestations sont classées en sévères et légères en fonction du niveau de dissémination du parasite dans le bâtiment infesté, si le parasite est disséminé dans tout le bâtiment, l'infestation est classée comme sévère, si elle touche uniquement une seule rangée de batterie ou ne touche que quelque mètre de celle-ci l'infestation est classée comme légère.

Pour estimer les pertes engendrées par l'infestation nous nous sommes contentés de trois indices mortalité, baisse de ponte et coût de traitement.

- Le taux de mortalité (M) est calculé par le rapport entre le nombre des poules mortes (m) lors des différents épisodes d'infestation par l'acarien rouge et l'effectif total (N) de poules pondeuses de ces bâtiments.
- Le taux de la baisse de production d'œufs attribuables aux infestations est estimé par les éleveurs par comptage des plateaux d'œufs.
- Le coût de traitement est calculé à partir de la date présumée de détection de l'infestation, à la moyenne d'une application par mois jusqu'à la fin de la bande. Le produit utilisé sera le Phoxim le plus appliqué par les éleveurs.

- Pour le calcul des pertes engendrées nous allons baser sur les points suivants :
 - Les poulaillers s'infestent à partir de 10 semaines d'âge.
 - Prendre l'exemple d'un poulailler de dix milles poules.
 - Adopter le calcul des pertes selon la sévérité de l'infestation intense ou faible

Les parasites sont collectés directement sur les cages et les murs avec l'utilisation d'une petite cuillère selon la méthode utilisée par CENCEK (2003) [107] et placés dans des flacons stériles en plastique. Les spécimens sont préservés dans l'éthanol à 70 %.

4.3.6. Analyse de laboratoire

4.3.6.1. Identification du parasite :

L'identification du parasite se fait sur la base de sa morphologie, sous un microscope optique [108] [190] [202].

4.3.6.2. Technique de PCR :

La technique de PCR a été faite au laboratoire centrale vétérinaire (INMV), Au total 32 pools de *D. gallinae*, contenus chacun 100 acariens de différents âges, issus de 32 bâtiments infestés (pour des raisons financières nous n'avons pas pu réaliser le PCR sur la totalité des bâtiments infestés) sont examinés pour la présence de *Salmonella enterica*, *typhimurium* et *enteritidis* par l'utilisation de la technique de PCR. Pour éliminer les microorganismes qui pourraient se trouver sur la surface des acariens, les acariens prélevés de l'éthanol à 70% ont été rincés trois fois dans 500µl d'eau ultra-pure stérile avec agitation vigoureuse.

L'ADN bactérien a été extrait par l'utilisation Dneasy Tissue Kit (QIAGEN) selon les instructions du fabricant. L'ADN extrait a été stocké à -20 ° C.

Le PCR a été effectué dans un volume total de 30 μ l (Tableau 4.2), les amorces utilisés figurent dans le tableau ci-dessous (Tableau 4.3), L'amplification a été réalisée dans un thermo-cycleur avec des conditions cycliques consistant en une étape de dénaturation de 5,0 min de 94 °C suivie de 35 cycles de dénaturation (30 s, 94 ° C), annulation (30 s, 65 ° C) et d'extension (30 s, 72 ° C) et une étape d'extension de 10 min à 72 ° C, suivie d'une finale mise à 4 °C (Figure 4.2). Les produits de multiplication ont été confirmés par électrophorèse par l'utilisation du gel d'agarose à 2%, colorés au bromure d'éthidium et visualisés sous lumière UV.

Tableau 4.2 : Composition du Mix.

Réactifs/concentration des solutions mères	Mix pour 1 échantillon (μ l)
Eau RNase free (qualité moléculaire)	12,5
10 X Buffer (free of Mg ²⁺)	3
Mgcl ₂ (25mM)	2
dNTP (2,5mM)	1
Amorce sens (5 μ M)	1
Amorce anti-sens (5 μ M)	1
Taq DNA polymérase (1U/ μ l)	1
5X Q solution	3
CoralLoad	3
ADN matrice	2,5
Volume total	30

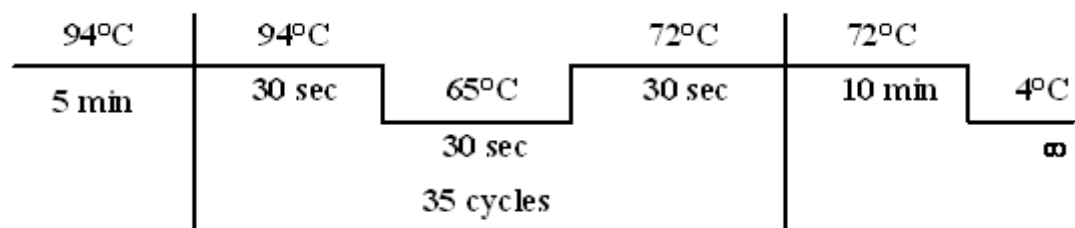


Figure 4.2 : Programme d'amplification.

Tableau 4.3 : Les gènes cibles et leurs amorces respectifs [191].

Target	Gene	Primer set name	Sequences (5'-3')	PCR product (bp)
<i>S. typhimurium</i>	STM4495	stm-4495	GGTGGCAAGGGAATGAA CGCAGCGTAAAGCAACT	915
<i>S. enteritidis</i>	SEN1392	sen-1392	GCCACTGTCTGATGCTCTTG GAAAGGCTCCGTGGTTAGT	656
<i>S. enterica</i>	srfC	FS23	GGCGTTAACCCACTCCAGTA TTACTGTGGGGAGAGCAACC	492

4.3.7. Analyse statistique :

Le traitement des données a été conduit avec le R I 386 3.0.2. Le test d'ANOVA a été utilisé pour comparer la prévalence de l'infestation entre les différentes wilayas. Le test carré de Khi-deux pour étudier l'effet de l'âge et la taille de bande sur la prévalence de l'infestation. Le niveau de signification a été fixé à 0,5.

4.4. Résultat :

4.4.1. Prévalence de l'infestation :

Notre étude a révélé que 14% des bâtiments sont infestés par *D. gallinae* (54/386). La wilaya de Bouira présente le taux d'infestation le plus élevé (18, 1%) par rapport aux autres wilayas (12, 7%), la différence est significative ($> 0, 05$). Il n'y a pas de différence d'infestation selon la taille des bandes ($P > 0, 05$). Cependant, plus les bandes avancent en âge plus le taux d'infestation devient grand avec des taux d'atteinte significativement différents entre les bandes âgées de moins de 10 semaines, entre 10 et 20 semaines, entre 20 et 40 semaines et plus de quarante semaines ($P < 0,05$). (Prévalence : 25, 92%). (Tableau 4.4 et 4.5) Les photos ci-dessous sont issues des bâtiments fortement infestés par *Dermanyssus gallinae* (Figure 4.3 et 4.4), du fait que les murs de ces bâtiments

sont lisses non poreuses, ces acariens préfèrent les batteries chargés de fissures où ils peuvent se cacher de la lumière et des toiles d'araignée, des endroits idéales pour former leurs agrégats.



Figure 4.3 : des colonies d'acariens accumulées sur les toiles d'araignée.



Figure 4.4: des colonies d'acariens dans un bâtiment fortement infesté.

Tableau 4.4 : Infestation par *D. gallinae* dans les quatre wilayas d'études.

Regions	Bâtiments d'élevage étudiés	Bâtiments d'élevage infestés	Prevalence (%)	Probabilité
Bouira	88	16	18.1	0.001
B.B. Arreridj	102	12	11.7	
Setif	85	11	12.9	
Batna	111	15	13.5	
Total	386	54	14	

Tableau 4.5: Relation entre l'âge de bande et l'infestation par *D. gallinae*

Age de bande (semaines)	Bâtiments étudiés	Prévalence de l'infestation	Probabilité
< 10	76	3.93%	p< 0.001
10-20	102	13.8%	p< 0.001
20-40	98	11.2%	p< 0.001
>40	110	25.9%	p< 0.001

4.4.2. Moyens de mise en évidence :

La mise en évidence de l'infestation se fait dans la majorité des cas par la vue du parasite dans les bâtiments ou sur les œufs (85%). Dans 15% des cas par la constatation des signes directs de présence d'acariens (démangeaisons chez les éleveurs, tache de sang sur les œufs, animaux agités pendant la nuit).

4.4.3. Nettoyage, désinfection et vide sanitaire :

Les bâtiments visités présentent une mesure hygiénique acceptable. Les éleveurs qui ont des bâtiments de petite capacité utilisent les fosses profondes avec racleur, un petit nombre d'éleveurs font un nettoyage manuel. Alors que ceux des

grands élevages utilisent des tapis roulant automatique. Tous les éleveurs font un nettoyage journalier.

La durée entre deux bandes est aux alentours d'un mois elle est surtout en relation avec la disponibilité des poulettes, pendant le vide sanitaire, tous les éleveurs déclarent qu'ils utilisent l'eau pendant le nettoyage, les désinfectants utilisés sont de large spectre à base d'iode, ammonium quaternaire ou du formol, fréquemment ils utilisent plus de 2 insecticides plutôt qu'un seul.

Notre enquête a montré aussi que 90 % des élevages n'ont pas des herbes et des arbres aux alentours (10 mètres). Les éleveurs ne font pas des prêts, chaque éleveur a ces propres matériels et ne se déplacent pas entre eux. Mais tous les bâtiments que nous avons visités n'ont pas de vêtements du visiteur ou des pédiluves.

4.4.4. Source d'infestation :

Selon les vétérinaires la principale source d'infestation est les camions utilisés pour le transport des poules réformées, des poulettes et pour recueillir les œufs (45%), suivis par la contamination par voisinage (32%). 12% des éleveurs ont déclaré que le parasite était présent dans leurs bâtiments (déjà infestés). Alors que, 6% des éleveurs ont rapporté que la contamination a été suite à l'achat des batteries infestées. Seulement 5% des agriculteurs déclarent que la source peut être les poules de basse-cour ou les nids de pigeons.

4.4.5. Les nuisibles :

Ce sont les mouches qui sont les plus répandues dans nos élevages puis arrivent les rongeurs et les acariens en deuxième et troisième place successivement. Du point de vue perte économique les rongeurs arrivent en première place avec le gaspillage des aliments qu'ils engendrent, puis arrivent les acariens , puis dernièrement les mouches.

4.4.6. Traitements :

Le traitement le plus utilisé par les vétérinaires est le Phoxim 50% (Cebacil) et le Hexipromethrin (Dichlo 5). D'autres produits comme l'Amitraz 12.5% (Tactic), la Cyperméthrine et la Perméthrine (Pyréthrinoides) sont utilisés à moindre échelle. Tous ces produits sont appliqués au cours de la bande.

Le Phoxim 50%, et l'Amitraz 12,5% sont, selon les éleveurs efficaces mais les acariens réapparaissent après chaque traitement, ce qui pousse les éleveurs à appliquer des traitements répétés, moyennement une fois par mois. La Cyperméthrine et la Perméthrine (Pyréthroïde de synthétique) montrent une faible efficacité.

Environ 24 % des éleveurs n'enlèvent pas les œufs avant la pulvérisation, 5% déclarent avoir constaté des intoxications cutanées des poules après application du traitement.

Les vétérinaires ne font pas d'association entre acaricides. La dose recommandée est respectée par tous les éleveurs.

Pendant le vide sanitaire certains éleveurs utilisent le chalumeau, parfois ils enlèvent le toit pour favoriser un bon ensoleillement du poulailler. Seuls les éleveurs touchés par l'infestation font un traitement insecticide entre bandes, les autres éleveurs ne font pas des traitements acaricides entre bandes à titre préventif.

4.4.7. Evidence moléculaire de transmission des salmonelles :

Sur les 32 pools d'acarien rouge issus de 32 bâtiments infestés, 08 sont montrés positifs à *salmonella* spp (25%) et 02 à *salmonella enteritidis* (6.25), l'ADN de *salmonella typhimurium* n'a pas été détecté. Les bandes âgées de plus de 30 semaines ont les acariens plus contaminés par les *salmonella* spp que les autres, nous n'avons pas trouvé de relations entre le portage et les autres paramètres (niveau d'infestation, mesure de biosécurité, taille de bande). Pas de relation entre

la salmonellose et le portage (le vétérinaire ne déclare aucun bâtiment infecté par cette maladie).

4.5. Discussion :

4.5.1. Evaluation de la précision et l'exactitude des résultats :

4.5.1.1. La précision :

Nous considérons que la taille de l'échantillon est suffisamment grande pour avoir une précision acceptable. Le problème c'est que le nombre total des bâtiments d'élevage est inconnu et subit des grandes fluctuations, les éleveurs des poules ne font pas cette activité en permanence, ils sont sujets aux aléas du marché (prix des œufs de consommation) et l'état sanitaire sur le terrain (maladie de Newcastle).

Nous n'avons pas pu obtenir des données auprès du ministère de l'agriculture ou la chambre l'agriculture. Les directions des services agricoles (DSA) des Wilaya ne recensent que les bâtiments agréés, alors que la plupart des éleveurs font des élevages non déclarés. Certaines estimations ont évalué le nombre des bâtiments de poules pondeuses au niveau national à 4000 bâtiments [15].

4.5.1.2. L'exactitude :

Nos résultats ne sont pas représentatifs de la totalité des bâtiments d'élevage de poules pondeuses. Nous n'avons pas pu faire du tirage au sort. Nous n'avons pas pu obtenir une base de sondage fiable. L'utilisation des données fournies par les DSA des wilayas de la région d'étude comme base de sondage, qui ne comporte que les éleveurs agréés, donne un échantillon biaisé, puisqu'elle ne comporte qu'une catégorie particulière des éleveurs qui sont la minorité. Nous avons essayé d'obtenir la liste des éleveurs de pondeuse auprès des vétérinaires praticiens, cependant nous avons constaté que les vétérinaires praticiens ne sont pas tous coopératifs, certains disent que ce problème n'existe pas. Des autres sont débordés par le travail.

Trouver un intermédiaire pour chaque éleveur a rendu notre enquête difficile à faire et temps consommant. Les éleveurs ne sont pas organisés en association comme dans les pays occidentaux, où contacter le président de l'association permet de circuler l'information et d'obtenir l'aide des éleveurs. En plus, l'enquête a été conjuguée avec l'apparition de l'épidémie de la maladie de Newcastle, les éleveurs ont limité les déplacements entre eux, et réceptionné un étranger qui se déplace entre les bâtiments est encore plus difficile.

Néanmoins, nous considérons que cette étude a fourni une image satisfaisante sur la pathologie, elle a touché les grands et les petits bâtiments et elle était faite dans une région qui a une forte densité d'élevage.

4.5.2. Prévalence de l'infestation et facteurs favorisants :

L'infestation dans notre pays est moins répandue par rapport aux autres pays d'Afrique. En Tunisie et au Maroc, la prévalence des bâtiments infestés est 38% [83] et 55% [6] respectivement. Dans les pays européens, la première source d'inquiétudes associée à l'infestation par l'acarien rouge est la prévalence la plus élevée et en augmentation [177]. Une étude épidémiologique réalisée en 2013 rapporte que 83 % des fermes européennes sont infestées par *Dermanyssus gallinae*. La prévalence atteint 94% dans les pays bas, l'Allemagne et la Belgique [4].

La prévalence relativement plus faible dans notre pays peut s'expliquer par deux facteurs : (i) les pays européens utilisent un système alternatif qui est plus propice au développement de ce parasite que le système en cage [128] [129] [130]. En 2014, plus de 160 millions de poules pondeuses ont été élevées dans des systèmes alternatifs [192]. Considérant qu'en Algérie, tous les agriculteurs utilisent des cages conventionnelles. (ii) L'étude a été réalisée dans une région semi-aride. D'après NORDENFORS et al (1999) [101] *D. gallinae* prospère dans un environnement à forte humidité (au moins 70%), alors sa dissémination est faible dans les climats arides car elle ne peut pas retenir l'humidité.

En Tunisie (prévalence 34%), l'étude a été réalisée dans le nord du pays, région d'étude un peu humide par rapport à la nôtre. En plus, l'auteur s'est basé sur des pièges en carton (cardboard traps) pour détecter les bâtiments infestés [83]. Cette méthode est plus sensible par rapport à la méthode que nous avons utilisée (visuelle), elle peut détecter des bâtiments avec faible degré d'infestation.

En ce qui concerne la prévalence de l'infestation enregistrée au Maroc (55%), l'auteur n'a spécifié ni la région d'étude ni les moyens de mise en évidence [6].

Le taux d'infestation plus élevé dans la wilaya de Bouira peut être attribué à son climat plus humide (semi-humide) que les autres provinces (semi-aride). Nous n'avons pas trouvé de relation entre la taille de bande et l'infestation. Cependant, SPARAGANO et al (2009) [6] ont rapporté que les fermes de faible capacité étaient les plus affectées par cet acarien, parce qu'elles sont associées aux mauvaises mesures de biosécurité et au manque d'hygiène. Bien que, dans notre étude, nous n'avons pas trouvé une différence d'hygiène par rapport à la taille de du bâtiment.

Nous avons remarqué que les bandes les plus âgées sont les plus touchées par le parasite. Dans une région d'enzootie, au fur et à mesure que les bandes avancent en âge, le risque d'infestation augmente. En outre, les infestations deviennent perceptibles par les éleveurs après avoir atteint un niveau d'infestation relativement élevé. Nos résultats concordent avec ceux d'autres auteurs ; MUL et al (2010) [193] ont conclu que les bandes non infestées étaient significativement moins âgées (45 semaines) que les infestées (52 semaines). Des résultats similaires ont été rapportés par GHARBI et al (2013) [83].

Les bâtiments visités ont des mesures hygiéniques acceptables qui les rendent moins favorables à la multiplication de cet acarien. OTHMAN et al (2012) [85] dans une étude réalisée à Palestine, ont indiqué que parmi les facteurs qui ont favorisé une prévalence d'infestation élevée dans leur étude (30.7 %), il y a la très faible fréquence de nettoyage, qui est pratiqué manuellement dans toutes les fermes. En Iran, YAKHCHALI et al (2013) [86] ont constaté de bonnes pratiques de gestion et d'hygiène dans les fermes de pondeuse avec un taux de prévalence

de 39%. En Chine (prévalence 64%), 32% des éleveurs ne nettoient pas, 55% n'utilisent pas l'eau pour le nettoyage et 20% n'utilisent pas les désinfectant entre les bandes [87]. Des habitudes semblables ont été observées aux Pays-Bas (prévalence, 80%), où 43% des agriculteurs n'utilisent pas l'eau pour nettoyer les bâtiments entre les différents cycles de production [193].

Les camions utilisés pour le transport des œufs et des poules sont évoqués par les vétérinaires et les éleveurs comme les premiers incriminés dans la transmission de PRM entre les fermes (45%). En France, suite à une étude réalisée par ROY et al (2009) [77] sur la modalité de transmission de PRM par l'analyse génétique des isolats issus de nombreuses populations d'acariens rouges, l'auteur a mis en évidence le rôle important du réseau de commerce et de ligne de production et néglige le rôle des oiseaux sauvages.

Dans notre région d'étude, le bâtiment n'est pas une vraie source de contamination pour les bandes de remplacement, la plupart des éleveurs réussissent à éliminer le parasite de leurs logements par l'application d'un vigoureux traitement acaricide soutenu par un climat défavorable (région semi-aride). Aux Pays-Bas, il semble que le taux élevé d'infestation (80%) est soutenu par un terrain herbeux ; Les arbres et les herbes entourent la majorité (64%) des bâtiments de pondeuse [193]. aux Pays-Bas comme pour les autres pays d'Europe, il semble que l'entourage des bâtiments assure une source continue de l'infestation.

La contamination par l'achat d'une batterie infestée ne constitue pas un mode d'infestation dans notre pays. En Europe, la contamination par l'acquisition d'un équipement infesté était devenue un mode d'infestation fréquent. En raison de la nouvelle directive européenne interdisant l'utilisation des cages en 2012, plusieurs agriculteurs ont racheté des équipements usagés et probablement infestés pour réduire le coût de s'adapter à la nouvelle législation européenne [6].

4.5.2.1. Conclusion :

La prévalence de l'infestation relativement faible dans notre pays est le résultat de plusieurs facteurs, étant donné le caractère multifactoriel de cette parasitose. Elle est due au climat, l'environnement sec et sans herbes, l'utilisation non contrôlée des acaricides et le mode d'élevage en batterie moins favorable pour le développement de ces parasites. Parmi tous ces facteurs il semble que le climat joue un grand rôle. En Europe, et dans les autres pays qui souffrent d'une prévalence élevée d'infestation (japon par exemple) la pluviométrie est élevée, avec l'humidité et la poussée d'herbe et des broussailles qui en suit, le milieu devient très favorable pour la multiplication/dissémination du acarien rouge et des autres ectoparasites et ce contrairement au climat semi-aride de la région d'étude.

4.5.3. Rôle vectoriel :

Notre étude par PCR a montré un taux de portage de 25% pour *salmonella* spp et 2 % pour *salmonella enteritidis*. Nous n'avons pas arrivés à amplifier des amorces correspondants aux *salmonella typhimurium*, ce qui pourrait être attribué à la prévalence d'infection moins élevée que *salmonella enteritidis* dans la région d'étude. Nous n'avons pas trouvé des études publiées faite sur ce sérovar dans notre pays qui peuvent nous renseigner sur sa prévalence.

Le taux de portage des salmonelles est inférieur à celui retrouvé par HAMIDI et al (2011) (7), ce dernier suite à une étude réalisée sur huit bâtiments de poules pondeuses infestés par *D. gallinae*, il a constaté que trois bâtiments ont les *D. gallinae* porteur de *Salmonella* spp (37,5%). Dans cette étude, les salmonelles ont été retrouvées dans les PRM issus d'un bâtiment vide depuis 6 mois.

MORO et al (2007) [110] ont prouvé via une étude expérimentale que les *D. gallinae* peuvent s'infecter par *salmonella enteritidis* par voie orale, lors du repas sanguin, et par voie cuticulaire. Les poules à leurs tours s'infectent lors du repas sanguin des acariens ou en ingérant les acariens infectés. Vu l'affinité des *D. gallinae* pour les poules, et l'isolement des salmonelles sur des individus récoltés

à l'état sauvage [7], l'étude de MORO et al (2007) [110] confirme le rôle vectoriel biologique de *D. gallinae* pour les salmonelles.

La possibilité de contamination par voie cuticulaire est particulièrement inquiétante. Vu la longue période de résistance des salmonelles dans les élevages de poules qui peut aller jusqu'à 2 ans surtout dans les endroits poussiéreux [73] [184] [194], des lieux favorables pour la formation des agrégats de *D. gallinae* [6] [96], implique qu'une fois les *D. gallinae* infestent un poulailler contaminé par les salmonelles, le risque qu'ils soient eux-mêmes infectés par les salmonelles est élevé. SYLEJMANI et al (2016) [179] dans une étude réalisée sur 22 bâtiments de poules pondeuses ont montré une forte relation entre la présence de *D. gallinae* et les salmonelles, parmi les 9 bâtiments trouvés contaminés par les salmonelles, 8 bâtiments sont infestés par *D. gallinae*.

Dans notre étude, Nous n'avons pas pu mettre une relation entre le portage et la présence de la salmonellose dans les poulaillers, les vétérinaires ont déclaré qu'ils n'ont aucun bâtiment infecté par la salmonellose, il se peut que les vétérinaires, basés uniquement sur les lésions observées pour le diagnostic, ne peuvent être sûrs que le poulailler est atteint par telle ou telle pathologie. Dans une étude réalisée par BOUZIDI et al (2012) [195] sur 18 élevages de poules pondeuses dans la région de l'est de l'Algérie sur des échantillons de litière, de poussière de cages et de l'eau, 08 bâtiments de poule sont montrés infectés par des salmonelles (44,4%) ce qui montre le pourcentage élevé d'infection des bâtiments par les salmonelles contrairement à la déclaration des vétérinaires privés dans la zone d'étude.

Vu la durée de vie des *D. gallinae* qui peut dépasser les neuf mois sans se nourrir, conjugué avec sa capacité de s'échapper aux insecticides appliqués entre bandes, ce parasite constitue un vecteur dangereux de salmonelles et des autres agents pathogènes, permettant sa persistance dans le poulailler entre les bandes successives.

4.5.3.1. Conclusion :

L'étude par PCR réalisée sur 32 pools de *D. gallinae* issus des bâtiments infestés, a montré un taux de portage de *salmonella* spp de 25%, et 2 % pour *salmonella enteritidis*. Vu le rôle de vecteur biologique bien connu qui peut exercer *Dermanyssus gallinae* pour les salmonelles, elle constitue vraiment un réservoir de salmonelles dans les élevages infestés.

4.5.4. Impact économique :

4.5.6.1. Infestation intense :

Notre enquête a montré que l'infestation est détectée dans 69 % des cas (37/54) dans la période d'infestation intense, les parasites sont fortement multipliés et touchent la totalité du bâtiment. Dans ce cas, trois étapes caractérisent la présence des acariens rouges dans le bâtiment (Figure 4.5) :

- a) La période "infestation limitée", invisible à l'éleveur, dure environ 8 semaines (baisse de ponte de 0.5 %, mortalité négligeable) ;
- b) La période "infestation intense", dure environ une semaine (baisse de ponte de 10 %, mortalité 2 %) ;
- c) La période "post-acaricide-treatment", pendant laquelle l'infestation redevient encore faible mais reste disséminée sur la totalité du bâtiment, et ceci jusqu'à la réforme de la bande (baisse de ponte de 1 %, la mortalité négligeable).

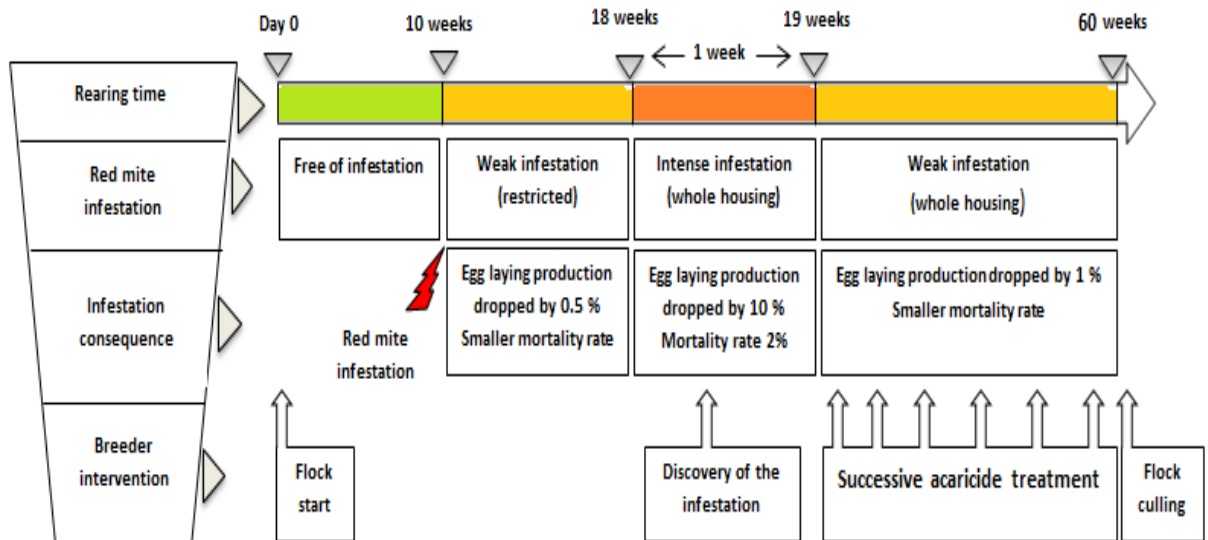


Figure 4.5 : Model de l'infestation par *Dermanyssus gallinae* en cas d'infestation intense [conception personnelle].

4.5.6.1.1. Les pertes par mortalité :

a) Période infestation limitée

Mortalité négligeable

b) Période "infestation intense",

Durant cette période on assiste à un taux de mortalité (TM) de 2% par jour sur un intervalle d'une semaine, durant cette semaine l'effectif (E) n'est pas stable, il diminue chaque jour (de J1 à J7) à cause de ces mortalités.

Nombre des mortalités durant la période "infestation intense"

$$\frac{\sum_{J1}^{J7} E * TM}{100}$$

Par calcul sur Excel, 1319 poules sont mortes.

c) Période "post –acaricide treatment"

Durant cette période la mortalité est considérée négligeable

Le nombre des poules mortes pour la forme infestation sévère est donc 1319 poules.

Pour un prix de 500 DA la poule la somme est 659500 DA

Pertes monétaires dues aux mortalités pour la forme infestation sévère= 659500 DA

4.5.6.1.2. Les pertes dues à la baisse de ponte :

La figure ci-dessous (Figure 4.6) montre la courbe de ponte chez la souche Isa Brown dans les conditions optimales de production (courbe de référence), la courbe de ponte dans les conditions locales de production selon les descriptions fournies par les vétérinaires de la région et la courbe de ponte des poules avec infestation sévère. Pour ce dernier on voit clairement les étapes de l'infestation, phase latente non décelée par les éleveurs, phase d'état qui montre une baisse importante de production d'œuf et la phase post-acaricide treatment qui montre une rehausse de la production d'œuf sans pour autant atteindre une production normale due à la persistance d'une population résidentielle du acarien rouge étalée sur tout le bâtiment difficile à éradiquer en la présence des poules, mais aussi à l'application périodique stressante des acaricides.

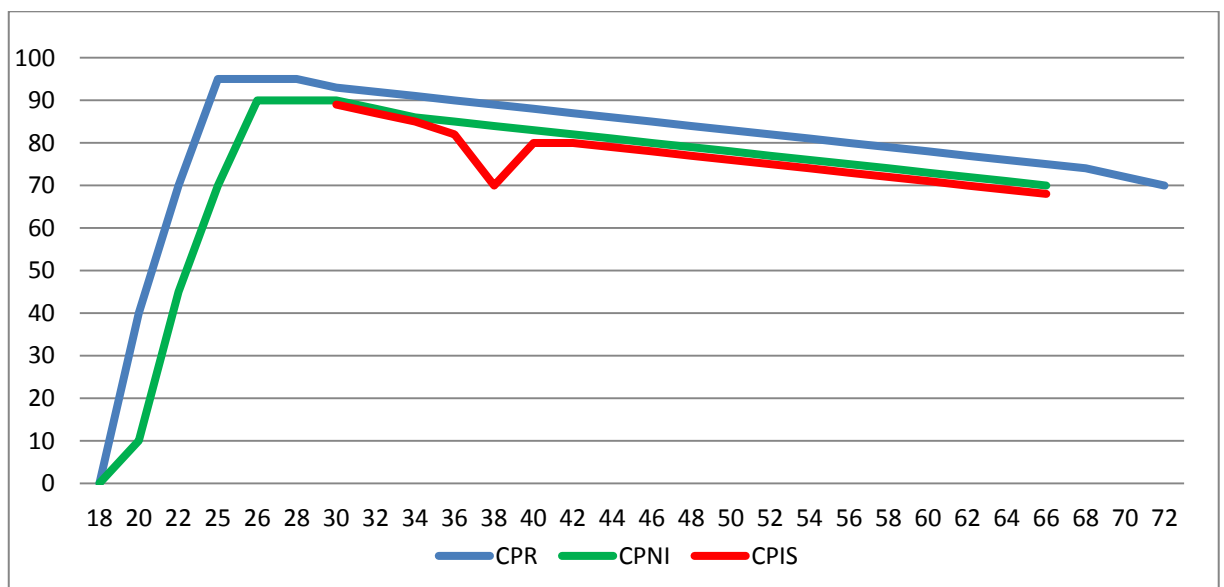


Figure 4.6 : Courbe de ponte pour un élevage de référence (CPR), élevage local non infesté (CPNI) et élevage locale avec infestation sévère (CPIS)

a) La période "infestation limitée" (8 semaines):

Le nombre des œufs pondus durant cette période de 8 semaines (28-36 semaine) est en relation avec l'effectif et le taux de ponte, l'effectif est stable du fait que la mortalité est négligeable (10000 poules), le taux de ponte (TP) est en régression (diminution physiologique du taux de ponte de 1% par 15 jours) de 88% (semaine 28) à 85% (semaine 35).

Nombre des œufs pondus:

$$\frac{E * \sum_{s28}^{s35} TP}{100}$$

Par calcul sur Excel, le nombre des œufs pondus est 484400 œufs.

Nombre des œufs perdus :

$$\frac{\text{œufs pondus} * \text{taux de baisse de ponte}}{100} = \frac{484400 * 0,5}{100} = 2422$$

Nombre des œufs perdus=2422

b) La période "infestation sévère" :

Cette période dure une semaine, le taux de ponte atteint un taux de 84 % (36 semaines d'âge), durant cette période l'effectif se diminue chaque jour de 2 % à cause de la mortalité.

Nombre des œufs pondus :

$$\frac{\sum_{j7}^{j1} E * TP}{100}$$

Par calculs sur Excel nous obtenons 55387 œufs pondus cette semaine.

Nombre des œufs perdus :

$$\frac{\text{œufs pondus} * \text{taux de baisse de ponte}}{100} = \frac{55387 * 10}{100} = 5539$$

Nombre des œufs perdus=5539

c) La période "post-acaricide treatment" :

La mortalité est négligeable, en conséquence l'effectif acquis de la période décollée reste le même (8858 poule) alors que le taux ponte se diminue chaque deux semaines de 1 % (physiologique) jusqu'à la réforme (77 semaines d'âge).

– Nombre des œufs pondus :

$$\frac{E * \sum_{S77}^{S37} TP}{100}$$

Par calculs sur Excel, le nombre des œufs pondus pendant la période "post acaricide treatment" est 1875061 œufs.

– Nombre des œufs perdus :

$$\frac{\text{œufs pondus} * \text{taux de baisse de ponte}}{100} = \frac{1875061 * 1}{100} = 18750$$

Nombre des œufs perdus=18750

Les œufs perdus pour la forme infestation sévère est l'ensemble des œufs perdus dans les trois périodes, soit 26711 œufs.

Nombre des œufs perdus pour la forme infestation sévère = 26711 œufs

Pour un prix de 10 dinar à l'œuf la somme perdue sera 267110 DA

Pertes monétaires dues à la baisse de ponte, forme infestation sévère= 267110 DA

4.5.6.1.3. Le coût du traitement :

Le SEBACIL® 50 % Solution, le plus utilisé par les éleveurs, coûte environ 6000 DA le flacon (1litre), il peut faire une solution acaricide de 1000 litres est suffisant pour faire dix applications pour un bâtiment de 10000 poules, à la moyenne d'une

application par mois, un flacon et demi peut couvrir le cycle de production, ce qui équivaudrait à un prix de 10000 DA.

L'ensemble des pertes dû aux mortalités, aux baisses de ponte et coût du traitement est : 936610DA

Pertes monétaires totales engendrées par *D. gallinae* en cas d'infestation sévère = 936610 DA

4.5.6.2. Infestation faible :

Dans 31 des cas (17/54), l'éleveur découvre l'infestation à son début, quand elle est non encore répandue dans la totalité du bâtiment, elle est souvent localisée dans un seul rang de batterie parfois étendue sur quelques mètres uniquement près de la porte d'entrée ou l'extracteur d'air, l'éleveur commence le traitement avant la propagation du parasite. Dans ce cas-là, la mortalité suite à l'infestation est considérée nulle. La baisse de ponte est alentour de 0,5 %.

La découverte de l'infestation est survenue à l'âge de 28 semaines, l'infestation accompagne la bande jusqu'à sa réforme soit 60 semaines d'infestation (434 jours) (Figure 4.7).

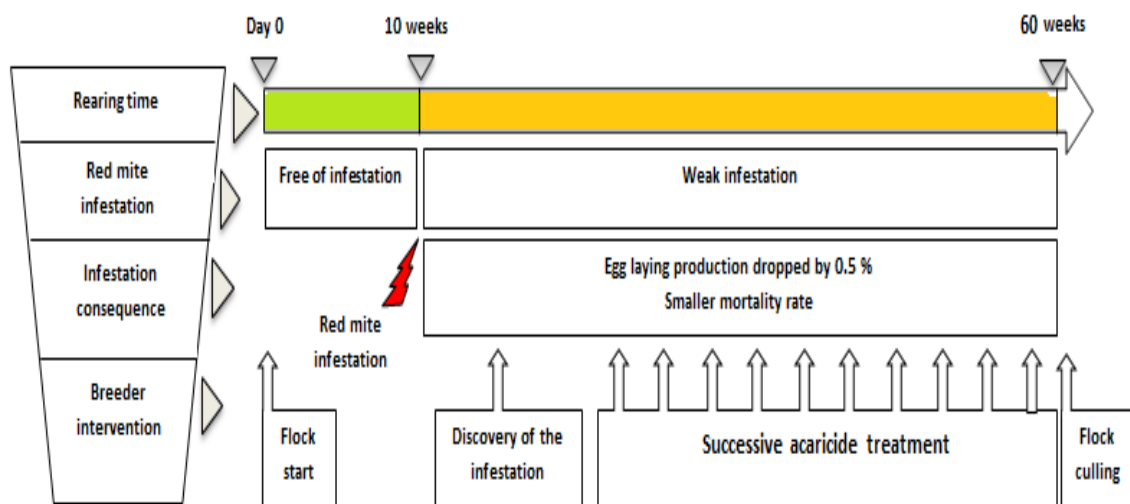


Figure 4.7 : Model de l'infestation par *Dermanyssus gallinae* en cas de faible infestation [conception personnelle].

La figure ci-dessous (Figure 4.8) montre la légère diminution de la production des œufs due à l'application précoce de l'acaricide.

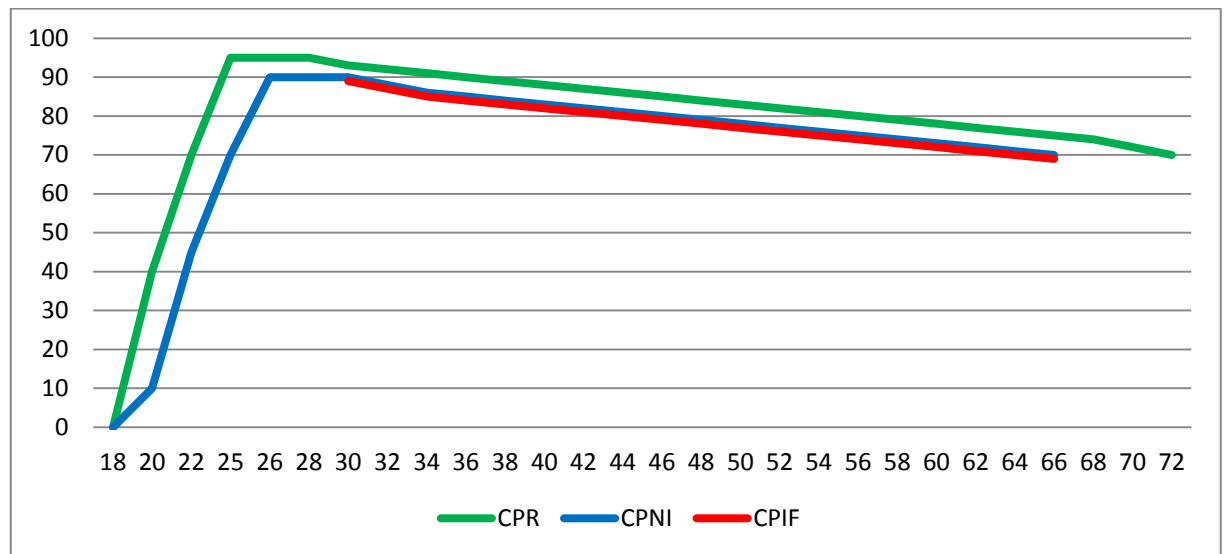


Figure 4.8 : Courbe de ponte pour un élevage de référence (CPR), élevage non infesté (CPNI) et élevage locale avec infestation faible(CPIF).

4.5.6.2.1. Les pertes dues à la baisse de ponte:

Durant l'infestation (de 28 à 77 semaines d'âge) le taux de ponte n'est pas constant, il subit une régression progressive à partir de 88 % jusqu'à atteindre 64% à 78 semaines d'âge (diminution physiologique du taux de ponte de 1% par 15 jours). L'effectif reste stable (10000 poules), le parasitisme n'engendre pas des mortalités perceptibles lors de la détection précoce.

Nombre des œufs pondus :

$$\frac{E * \sum_{S77}^{S28} TP}{100}$$

Le nombre des œufs produits est 2660000 œufs.

Les œufs perdus :

$$\frac{\text{Nombre œufs pondus} * \text{Taux de baisse de ponte}}{100} = \frac{2660000 * 0,5}{100} = 13300$$

Nombre des œufs perdus forme infestation légère= 13300 œufs

Pour un prix de 10 DA à l'œuf la somme perdue est 133000 DA.

Pertes monétaires dues au baisse de ponte, forme infestation légère = 133000 DA.

Pertes monétaires dues aux pertes de ponte, forme infestation légère = 133000 DA

4.5.6.2.2. Le coût du traitement :

Le coût du traitement est estimé à un prix de 6000 DA, un seul flacon du SEBACIL ® 50 % Solution. Après dilution à raison de 1ml par litre. Elle peut faire une solution acaricide de 1000 litres est suffisant pour couvrir une période d'infestation de 62 semaines limitée dans un seul endroit dans le bâtiment.

L'ensemble des pertes dues au baisse de ponte et coût de traitement est 139000 DA*

Pertes totales dues à l'infestation par *D. gallinae* en cas d'infestation légère= 139000 DA

Pertes totales dues à l'infestation par *D. gallinae* en cas d'infestation légère= 139000 DA

4.5.6.3. Estimations des pertes à l'échelle nationale :

Selon ALLOUI (2011) [1] nous avons 21 millions poules pondeuses sur le territoire national, à une moyenne de 10000 poules par bâtiment soit 2100 bâtiments. Avec un pourcentage d'atteinte de 14%, 294 bâtiments soient infestés.

Avec l'extrapolation des résultats obtenus concernant la forme de l'infestation, 69% des bâtiments infestés sont atteints par la forme sévère infestation et 31% par la forme faible infestation : 203 bâtiments sont fortement infestés et 91 bâtiments sont faiblement infestés.

Les pertes pour la forme sévère infestation 203* 936610 DA= 190131830 DA.

Les pertes pour la forme faible infestation 91*139000 DA = 12649000 DA.

Les pertes à l'échelle nationale sont l'ensemble des pertes engendrées par les deux formes d'infestation soit 202780830 DA par cycle de production (14 mois), 173812140 DA par an, soit 1274185 euros. (A raison de 1 euro=136.4 Dinar, 22/10/2018).

Les pertes dues à la mauvaise qualité de l'œuf (tache rouge, fragilisation de la coquille), l'augmentation des horaires de travail, augmentation de la consommation de l'aliment, la réforme précoce et le traitement des cas humains sont difficiles à évaluer [2] [185].

Les pertes engendrées par *Dermanyssus gallinae* sont qualifiées d'énorme dans les pays d'Europe, le Japon et la Chine [87] [96] [192]. Certains chercheurs ont arrivé, à titre approximatif à quantifier les pertes (Tableau 4.6.), certains ont basé sur un questionnaire adressé aux éleveurs [194] [199]. SPARAGANO (2009) [6] et EMOUS (2003) [106] n'ont pas mentionné les éléments qu'ils ont utilisés pour évaluer ces pertes, il semble qu'ils ont basé sur des estimations.

Tableau 4.6 : Pertes monétaires engendrées par *Dermanyssus gallinae* dans certains pays.

Pays	Prévalence	Coût annuel (millions euro/ans)	Référence
UE	80	130	[106]
Japon	85	67	[6]
Pays-Bas	82	11	[194]
France	72	1.7	[199]
UK	87	3	[192]

En Europe, selon EMOUS (2005) [106], *Dermanyssus gallinae* cause des pertes de 130 millions euro par an pour approximativement 312 millions de poules

[9] ce qui approximativement 410,000 euros par un million de poule.

Chez nous les pertes sont estimées à 60675 Euro (8276704.18 DA) par un million de poule et par an, les pertes dans notre pays sont 6.75 fois moins grande ce qui dû à la prévalence moins élevée de l'infestation.

4.5.7. Conclusion :

D. gallinae cause des pertes qui sont en fonction de la sévérité de l'infestation, plus la détection de l'infestation est précoce moins seront les dégâts. Elles oscillent entre 0.5 et 10 % pour la baisse de ponte et entre zéro et 2 % pour la mortalité. Avec l'extrapolation de ces résultats à l'échelle nationale, ces pertes converties en espèce et ajoutées au coût du contrôle occasionnent des préjudices qui sont estimés à 174 millions DA par an.

CONCLUSION

L'enquête réalisée dans la région de l'Est du pays, sur l'infestation des élevages de poules pondeuses par *Dermanyssus gallinae* a révélé une prévalence d'atteinte de 14%. Les éleveurs appliquent différentes substances chimiques pour se débarrasser du parasite, le plus utilisé est le Phoxim. Il montre des résultats satisfaisants à condition d'être utilisé périodiquement. L'anémie et le stress qui accompagnent l'infestation et l'application répétée du traitement sont responsables de baisse de ponte et des mortalités qui peuvent aller jusqu'à 10 % et 2% respectivement, ajoutés aux coûts du traitement, les pertes à l'échelle nationale sont estimées à 174 millions DA.

La participation de ces parasites à la persistance de la salmonellose dans nos élevages est élevée, environ 25% des bâtiments infestés sont pullulés par des acariens rouges porteurs de *salmonella* spp dont 2 % sont porteurs de salmonella enteritidis. Vu la grande aptitude de dissémination de ces parasites, leur coriacité et leur haut potentiel de résistance dans l'environnement, ils peuvent constituer un réel réservoir de salmonellose dans la région.

PERSPECTIVES

Les études sur *Dermanyssus gallinae* englobent plusieurs aspects, nous en avons fait trois volets que nous l'avons présentés dans ce travail. Pour des études ultérieures il serait envisageable de traiter les éléments suivants :

Dermanyssus gallinae est un vecteur de plusieurs agents pathogènes outre la salmonellose, voir la contribution de ce parasite dans la diffusion de ces agents surtout virale comme la maladie Newcastle et la grippe aviaire serait intéressante.

Evaluer l'état de résistance du acarien rouge aux différents produits chimiques utilisés par nos éleveurs, vu le développement de résistance aux larges gammes d'acaricides déclarés ans plusieurs pays dans le monde.

Tester la capacité acaricide de certaines plantes médicinales qui pousse dans notre pays et ce pour les utiliser comme alternatifs aux produits chimiques connus par leurs effets néfastes pour le consommateur et l'environnement.

Déterminer le taux des résidus des acaricides dans les œufs et la viande des poules issus des bâtiments infestés.

Evaluer le taux d'infestation des poules de basse-cour par *D. gallinae* et le rôle du vecteur des pathologies qui peut jouer ce dernier entre l'élevage de basse cours et les élevages intensifs.

Caractérisation moléculaire de *D. gallinae* isolé en Algérie et détermination de l'interférence phylogénique avec les *D. gallinae* des autres pays.

APPENDICE A

LISTE DES SYMBOLES ET ABREVIATIONS

AMM	Autorisation de Mise sur le Marché
BHC	Benzene-Hexa-Chloride
Bm	Boophilus microplus
Bp	Base pair
C°	Degré Celsius
Cm	Centimetre
CPIF	Courbe de Ponte des bâtiments avec Faible Infestation
CPIS	Courbe de Ponte des bâtiments avec Infestation Sévère
CPNI	Courbe de Ponte des bâtiments Non Infesté
CPR	Courbe de Ponte de Référence
DA	Dinar Algérien
DDT	Dichloro-Diphényl-Trichloroéthane
Dg-HRF	Dermanyssus gallinae Histamine Release Factor
dNTP	Désoxyribo Nucléoside Triphosphate
DSA	Directions des Services Agricoles
E	Effectif
E. coli	Escherichia coli
EMA	European Medicine Evaluation Agency
EPE	Entreprises Publiques Economiques

FAO	Food and Agriculture Organization
GluCl	Glutamate-Gated Chloride
GABA	Gamma Aminobutyric Acid
HR	Humidité Relative
HRF	Histamine Release Factor
J	Jour
M	Taux de mortalité
m	Nombre des poules mortes
M€	Million euro
MADR	Ministre de l'Agriculture et du Développement Rural
Mg	Magnésium
MgCl	Chlorure de Magnésium
ml	Millilitre
Mm	Micromètre
OAC	Œufs à Couver Chair
OMC	Organisation Mondiale du Commerce
PCR	Polymerase Chain Reaction
PRM	Poultry Red Mite
rDg-HRF	recombinant <i>Dermanyssus gallinae</i> , Histamine Release Factor
S	Semaine
Spp	Species pluralis
srfC	Surfactin
Taq	<i>Thermus aquaticus</i>
TCTP	Translationally Controlled Tumour Protein

Teoc	Tonne-équivalent-œuf-coquille
TP	Taux de Ponte
UE	Union Européenne
Mm	Micromètre
USA	United States of America
USAPEEC	USA Poultry and Egg Export Council
Mg	Microgramme
MI	microlitre

APPENDICE B
QUESTIONNAIRE AUPRES DES VETERINAIRES

Wilaya :

Daïra :

Date :

Température extérieure :

1. Le Bâtiment :

- Année de construction :
- Murs poreuse ou lisse :
- Superficie :
- Effectif : Age de bande ; Souche :
Température Hygrométrie ;

2. L'élevage :

2.1. Type

- Biologique:
- Label:
- Plein air :
- Au sol sans parcours:
- Standard en cage :
- Autre :

2.2. Mode de ventilation

- Statique
- Dynamique

2.3. Mode d'éclairage

- Claire
- Obscur

2.4. Mode de récupération des fientes

- Fosse profonde
- Fosse sous caillebotis
- Tapis roulant
- Tapis roulant avec séchage des fientes

- manuelle
3. Durée en semaines, entre deux bandes
 4. Comment est effectué le nettoyage entre deux bandes ?
 5. Avez-vous effectué un traitement insecticide entre bande ? (oui/non), Si oui, le quel ? quelle dose ?
 6. Quels nuisibles vous causent des pertes économiques dans votre exploitation ? Classez les par ordre d'importance 1= très important, 8 peu important
 - Rongeurs
 - Mouche
 - Coléoptères
 - Poux
 - Mite
 - Chat renard et chiens
 - Rapaces
 - Autres
 7. Avez-vous remarqué des poux pendant cette bande ou les bandes après ? (oui / non)
 8. Si non, avez-vous remarqué des taches de sang sur les œufs ou des poules agitées pendant la nuit avec des plumes ébouriffées ou vous sentez des prurits ?
 9. Si oui du quel pou s'agit-il ?
 - Poux rouge (sous fiente sèche et nid)
 - Poux gris/blanc (sur les plumes)
 - Autre :
 10. Comment avez-vous mis en évidence les poux (signe directe de présence de poux)?
 - Visuel dans le bâtiment sur les surfaces ou dans les interstices
 - Tâche de sang sur les œufs
 - Animaux agités pendant la nuit
 - Irritation cutanée chez les ouvriers/éleveurs
 - Autre :
 11. L'infestation est faible ou intense

12. L'infestation a duré combien ?

13. Dans le bâtiment infesté :

- Les poux dans les fissures et les interstices : absent certain beaucoup
- Amas de poux sur les surfaces non protégées : absent certain beaucoup
- Tache de sang sur les œufs : absent certain beaucoup
- Agitation de poule pendant la nuit : absent certain beaucoup

14. L'infestation est accompagnée de (signe indirect de présence de poux)

- Mortalité, taux de mortalité pendant l'infestation
- Baisse de ponte, taux de baisse en ponte
- Augmentation de la consommation de l'aliment, combien
- Apparition des maladies au cours ou après l'infestation, la quelle ?

15. Au bout de combien de semaines après la mise en place, et quel est le mois correspondant ?

16. Avez-vous effectué un traitement insecticide contre les poux pendant cette bande ? (oui/non),

17. si oui,

- Le quel ?
- Association entre acaricide ?
- Avec quelle dose ?
- Durée de traitement
- Mesure et précaution à prendre avant la pulvérisation de l'insecticide?
- Effet sur les poules ?

18. Jugez-vous ce traitement efficace ?

- Très efficace
- Efficace mais réapparition
- Non efficace

19. Selon vous d'où provient l'infestation ?

- Présent dans le bâtiment
- Nids d'oiseaux sauvages
- Poule de basse-cour

- Transport humain (poulette et œufs)
- Voisinage
- Batterie infesté
- Je sais pas
- Autre

20. Des mesures de prévention :

- Existe-il des arbres et d'herbes autour du bâtiment à un diamètre de 10 mètre ?
- Vous utilisez de vêtement de fermes pour les visiteurs ?

21. Au cours de cette bande, combien avez-vous dépensé pour lutter contre les poux des volailles ?

APPENDICE C

OBJECTIFS DES QUESTIONS

Objectif de question	Question
Déterminer s'il y a une relation entre les éléments situés dans ces questions et la présence de poux et la sévérité d'infestation.	Les questions de 1 à 5 du questionnaire
Voir si le pou persiste dans le bâtiment après la réforme, parce que selon différents auteurs DG peut supporter de longues périodes de jeûne allant jusqu'à huit mois contribuant ainsi à la pérennité de l'infestation et des maladies vectorielles qu'elles transportent	1.5 Le bâtiment est vide depuis quand, infestation dernière bande mois et âge de bande de l'infestation.
Le vide sanitaire c'est le moment idéal pour appliquer un traitement acaricide	6. Avez-vous effectué un traitement insecticide entre bande ? (oui/non), Si oui, le quel ? quelle dose ?
Classement de poux rouge parmi les nuisibles, ce qui permet d'orienter les actions de lutte vers ceux causant les pertes les plus élevées.	7. Quels nuisibles vous causent des pertes économiques dans votre exploitation ? Classez-les par ordre d'importance
Déterminer si le bâtiment d'élevage est infesté en basant sur les observations des éleveurs	8. Avez-vous remarqué des poux pendant la dernière bande ? (oui / non)
Il se peut que le pou est présent mais l'éleveur ne pas en fait l'attention, ces éléments sont des signes directs de	9. Si non avez-vous remarqué des taches de sang sur les œufs ou des poules agitées pendant la nuit avec des plumes

présence de poux.	ébouiffées. Ou vous sentez des prurits.
Le type de poux présent	10. duquel pou s'agit-il ? <ul style="list-style-type: none"> • Pou rouge (sous fiente sèche et nid) • Pou gris/blanc (sur les plumes) • Autre :
Comment l'éleveur a mis en évidence le parasite	11. Comment avez-vous mis en évidence les poux : à l'œil, tache de sang sur les œufs, agitation des poules, irritations cutanées des ouvrières
évaluer la sévérité de l'infestation	12. L'infestation est faible ou intense ?
Connaitre la durée de l'infestation permet d'évaluer les pertes qu'elle cause	13. L'infestation a duré combien ?
connaitre les lieux de prédilections de poux et évaluer la sévérité de l'infestation	14. Dans le bâtiment infesté : <ul style="list-style-type: none"> • Les poux dans les fissures et les interstices : absent certain beaucoup • Amas de poux sur les surfaces non protégées : absent certain beaucoup • Tache de sang sur les œufs : absent certain beaucoup
Quantifier les pertes économiques et évaluer les conséquences de l'infestation	15. L'infestation est accompagnée de mortalité ? Baise de ponte combien ? Augmentation de la consommation de l'aliment ? Apparition des maladies au cours ou après l'infestation, taux mortalité ? Picage : moyen, beaucoup, Pâleur de la crête ?

L'âge de bande et la saison la plus favorable à l'infestation	16. Au bout de combien de semaines après la mise en place, et quel est le mois correspondant ?
La gamme des acaricides utilisées par les éleveurs, et les manières thérapeutiques qui peuvent augmenter le problème des résidus, la résistance au acaricide et l'intoxication des poules.	17-18 : Avez-vous effectué un traitement insecticide contre les poux pendant cette bande ? (oui/non), si oui, le quel, association, dose ? Précaution à prendre avant pulvérisation (enlever les œufs), effets sur les poules ?
Voir s'il y a une résistance ou relever des difficultés de traitement du au comportement de parasite	19. Jugez-vous ce traitement efficace ?
Déterminer la source de l'infestation	20. Selon vous d'où provient l'infestation
Voir si les recommandations de biosécurité sont respectées	21. Arbre et herbe autour de bâtiment à un diamètre de 10 mètre Vous utilisez de vêtement de fermes pour les visiteurs ?
Evaluer les pertes indirectes liées aux poux	22. Au cours des 12 derniers mois, combien avez-vous dépensé pour lutter contre les poux des volailles ?

REFERENCES

1. Alloui, N., "Situation actuelle et perspective de modernisation de la filière avicole en Algérie", Neuvièmes journées de la recherche avicole, Tours, (29 et 30 Mars 2011).
2. Sparagano, O.A.E., George, D. R., Harrington, D. W. J. and Giangaspero, A., "Significance and control of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*", Annual Review of Entomology, (2014), V. 59, 477-466.
3. Pritchard, J., Kuster, T., Sparagano, O. and Tomley, F., "Understanding the biology and control of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*: a review", (2015), V. 44,nº3, 143-153.
4. Mul, M., "The Poultry Red Mite, *Dermanyssus gallinae* (De Geer,1778) A small pest that packs a big punch". 2013.
5. George, D. R., Finn, R. D., Graham, K. M., Mul, M. F., Maurer, V., Moro, C. V. and Sparagano, O. A., "Should the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* be of wider concern for veterinary and medical science?" Parasites and Vectors, V. 8, (2015), 178-188.
6. Sparagano, O., Pavlicevic, A., Murano, T., Camarda, A. and Sahibi, H., "Prevalence and key figures for the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* infections in poultry farm systems", Experimental and Applied Acarology, V. 48, nº1,(2009), 3-10.
7. Hamidi, A., Sherifi, K., Muji, S., Behluli, B., Latifi, F., Robaj, A. and Sparagano, O., "*Dermanyssus gallinae* in layer farms in Kosovo: a high risk for Salmonella prevalence", Parasites and Vectors, V. 4, nº1, (2011), 136-139.
8. FAO. *Statistical Yearbook*. World Food and Agriculture, FAO. 2013.

9. Magdelaine, P., Braine, A., Gonnier, V. and Spiess, M. P., "Production et consommation des œufs et ovoproduits. Science et technologie de l'oeuf et des ovoproduits", Editions Tec et Doc Lavois, V. 1, (2010), 1-36.
10. Bell, D. D. and Weaver, J. W. D., "Chicken Meat and Egg Production", 2002, 122p.
11. Zaheer, K., "An updated review on chicken eggs: production, consumption, management aspects and nutritional benefits to human health", *Food and Nutrition Sciences*, V.13, n°6, (2015), 1208-1220.
12. Windhorst, H., "Asia's changing role in the global egg industry—an analysis of past, present and foreseeable future dynamics", *World's Poultry Science Journal*, V. 64, n°4, (2008), 533-552.
13. Aho, P.W., "The world's commercial chicken meat and egg industries, Commercial Chicken Meat and Egg Production", Springer, Boston, MA, (2002), 3-17.
14. North, M.O., "Commercial chicken meat and egg production".Springer Science, Business Media, (2002).
15. Mezouane, M., "Crise avicole, Diagnostic et mesures à prendre"., 1er Symposium National des Sciences Avicoles, Université de Batna, (2010).
16. Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural (MADR), "Rapport sur la situation du secteur agricole", (2012), 30-31.
17. Kirouani, L., "Structure et organisation de la filière avicole en Algérie-Cas de la wilaya de Béjaia", *مجلة الباحث*, V. 15, n°15, (2015),187-199.
18. Protais, M. and Donal, R., "L'amélioration génétique de la poule, l'aviculture française, Informations Techniques des Services Vétérinaires", Ministère de l'Agriculture, Paris, R. Rosset, (1988), 129-136.

19. Beaumont, C. and Chapuis, H., "Génétique et sélection avicoles: évolution des méthodes et des caractères", *Productions Animales*, V.17, n°1, (2004), 35-43.
20. Parkhurst, C. and Mountney, G. J., "Poultry meat and egg production", Springer Science and Business Media, (2012), 112p.
21. Stadelman, W. J., Newkirk, D. and Newby, L., "Egg Science and Technology", CRC Press, (2017), 12p.
22. Holik, V., "Management of Pullets and Laying Hens under Tropical Conditions", *LOHMANN Information*, V. 50, (2015), 2p.
23. Tauson, R., "Management and housing systems for layers—effects on welfare and production", *World's Poultry Science Journal*, V.61, n°3, (2005), 477-490.
24. Lay, D. C., Fulton, R. M., Hester, P. Y., Karcher, D. M., Kjaer, J. B., Mench, J. A. and Porter, R. E., "Hen welfare in different housing systems", *Poultry Science*, V. 90, n°1, (2011), 278-294.
25. Hester, P. Y., Enneking, S. A., Jefferson-Moore, K. Y., Einstein, M. E., Cheng, H. W. and Rubin, D. A., "The effect of perches in cages during pullet rearing and egg laying on hen performance, foot health, and plumage", *Poultry Science*, V. 92, n°2, (2013), 310-320.
26. Tauson, R., "Furnished cages and aviaries: production and health" *World's Poultry Science Journal*, V. 58, n°1, (2002),49-63.
27. Tactacan, G. B., Guenter, W., Lewis, N. J., Rodriguez-Lecompte, J. C. and House, J. D., "Performance and welfare of laying hens in conventional and enriched cages", *Poultry Science*, V. 88, n°4, (2009), 698-707.
28. Shimmura, T., Hirahara, S., Azuma, T., Suzuki, T., Eguchi, Y., Uetake, K. and Tanaka, T., "Multi-factorial investigation of various housing systems for laying hens", *British Poultry Science*, V.51, n°1, (2010), 31-42.

29. Garcia, M., "Current and future vaccines and vaccination strategies against infectious laryngotracheitis (ILT) respiratory disease of poultry", *Veterinary Microbiology*, V. 26, (2017), 157-162.
30. Guerry, I., Schmitz, A., Rautureau, S., Niqueux, E., Briand, F. X. and Jestin, V., "Bilan de la surveillance de l'Influenza aviaire et de la maladie de Newcastle en France", *Bulletin Epidémiologique, santé animale et alimentation*, V. 71, (2014), 59-65.
31. Jordan, B., "Vaccination against infectious bronchitis virus: A continuous challenge", *Veterinary Microbiology*, V. 206, (2017), 137-143.
32. Spackman, E. and Pantin-Jackwood, M. J., "Practical aspects of vaccination of poultry against avian influenza virus", *The Veterinary Journal*, V. 202, n°3, (2014), 408-415.
33. Bertran, K., Moresco, K. and Swayne, D. E., "Impact of vaccination on infection with Vietnam H5N1 high pathogenicity avian influenza virus in hens and the eggs they lay", *Vaccine*, V. 33, n°11, (2015), 1324-1330.
34. Guerin, J-L., Balloy, D. and Villate, D., "Maladies des volailles", 3ème édition, Paris, France Agricole, (2011), 25p.
35. Brugere-Picoux, J. and Vaillancourt, J.P., "Manuel de Pathologie Aviaire", Association Française pour l'Avancement de la Science, Paris, (2015), 56p.
36. Kaufmann, F., Das, G., Sohnrey, B. and Gaulty, M., "Helminth infections in laying hens kept in organic free range systems in Germany", *Livestock Science*, V. 141, n°2, (2011), 182-187.
37. Mulder, P. P. J., "Deposition and depletion of the coccidiostats toltrazuril and halofuginone in eggs", *Analytica Chimica Acta*, V. 529, n°2, (2005), 331-337.
38. Guerrero-Legarreta, I., "Handbook of poultry science and technology. secondary processing", John Wiley and Sons, V. 1, (2010), 537p.

39. IsaBrown, "Guide d'élevage systèmes de production en cages" www.isapoultry.com, (2013), 14p.
40. Bestman, M., Ruis, M., Heijmans, J. and Van Middelkoop, K., "Signes de Pondeuses, Guide pratique de l'observation des poules pondeuses".(2015), 120p.
41. Vimeux, D., "Poules pondeuses, guide de l'installation en système alternatif" France Agricole, Agri-Production, (2012), 248p.
42. Aggrey, S. E., Kroetzl, H. and Foelsch, D. W., "Behaviour of Laying Hens during Induced Moulting in Three Different Production Systems", Applied Animal Behaviour Science, V. 25, (1990), 97-105.
43. Bass, P. D., Hooge, D. M. and Koutsos, E. A., "Dietary thyroxine induces molt in chickens (*Gallus gallus domesticus*)", Comparative Biochemistry and Physiology, V. 146 , (2007), 335-341.
44. Larbier, M. and Leclercq, B., "Nutrition et alimentation des volailles", INRA Editions, (1992), 355p .
45. Montiel, A., "Qualité de l'eau en élevage avicole", Septièmes Journées de la Recherche Avicole, Tours, (2007), 455-463.
46. Amand, G., "La prévention du coup de chaleur en aviculture", Sciences et Techniques Avicoles, V. Hors-Série , (2004), 68p.
47. Popoff, M.Y. and Le Minor, L., "Antigenic formulas of the Salmonella serovars", 9th edition, Paris, WHO Collaborating Centre for Reference and Research on Salmonella, Institut Pasteur, (2007),115p.
48. Gransart, C., "Les facteurs de virulence des salmonelles", Thèse Médecine Vétérinaire, Alfort, (2012), 42p

49. Titus, R. G., Bishop, J. V. and Mejia, J. S., "The immunomodulatory factors of arthropod saliva and the potential for these factors to serve as vaccine targets to prevent pathogen transmission", *Parasite Immunology*, V. 24, n°4, (2006), 131-141.
50. O'Brien, S.J. and De Valk, H., "Salmonella, un vieux pathogène qui gêne encore", *Eurosurveillance*, V. 8, n°2, (2003), 29-31.
51. Santos, R. L. and Bäumler, A. J., "Cell tropism of *Salmonella enterica*", *International Journal of Medical Microbiology*, V. 294, n°4, (2004), 225-233.
52. Hanes, D., "Non typhoid Salmonella", *International Handbook of Foodborne Pathogens*, (2003), 137-149.
53. Korsak, N., Clinquart, A. and Daube, G., "Salmonella spp. dans les denrées alimentaires d'origine animale, un réel problème de santé publique?", *Les annales de médecine vétérinaire*, V. 148, n°4, (2004), 174-193.
54. Sahlstrom, L. and De Jong, B., "Salmonella isolated in sewage sludge traced back to human cases of salmonellosis", *Letters in Applied Microbiology*, V. 43, n°1, (2006), 46-52.
55. Gray, J. T. and Fedorka-Cray, P.J., "Salmonellosis in swine : a review of significant areas affecting the carrier state" . : the first international symposium on ecology of Salmonella in pork production, Ames, Iowa, (June1996).
56. Oliver, S. P. and Jayarao, B.M., "Foodborne pathogens in milk and the dairy farm environment, food safety and public health implications", *Foodborne Pathogens and Disease*, V. 2, n°2, (2005), 115-129.
57. Angulo, F. J., Kirk, M. D., McKay, I., Hall, G. V., Dalton, C. B., Stafford, R. and Gregory, J., "Foodborne disease in Australia, the Oz Food Net experience", *Clinical Infectious Diseases*, V. 47, n°3, (2008), 392-400.

58. Brandl, M. T., "Fitness of human enteric pathogens on plants and implications for food safety", *Annual Review of Phytopathology*, V. 44, (2006), 367-392.

59. Arsenault, J. and Letellier, A., "Prevalence and risk factors for Salmonella and Campylobacter spp, carcass contamination in broiler chickens slaughtered in Quebec, Canada", *Journal of Food Protection*, V. 70, n°8, (2007), 1820-1828.

60. Hu, L. and Kopecko, D., "Typhoid Salmonella", *International Handbook of Foodborne Pathogens*, (2003), 151-165.

61. D'Aoust, J.Y., "Pathogenicity of foodborne Salmonella", *International Journal of Food Microbiology*, V. 12, n°1, (1991), 17-40.

62. Todd, E. C., Greig, J.D., "Outbreaks where food workers have been implicated in the spread of foodborne disease, Sources of contamination and pathogen excretion from infected persons", *Journal of Food Protection*, V. 71, n°12, (2008), 2582-2595.

63. Swanson, S. J., Snider, C., Braden, C. R., Boxrud, D., Wünschmann, A., Rudroff, J. A. and Smith, K. E., "Multidrug-resistant Salmonella enterica serotype Typhimurium associated with pet rodents", *New England Journal of Medicine*, V. 356, n°1, (2007), 21-28.

64. Woodward, D. L. and Khakhria, R., "Human salmonellosis associated with exotic pets", *Journal of Clinical Microbiology*, V. 35, n°11, (1997), 2786-2790.

65. DeJong, A., Bywater R., Butty, P., Deroover, E., Godinho, K., Klein, U., Marion, H., Simjee, S., Smets, K., Thomas, V., Vallé, M. and Wheadon, A., "A pan-European survey of antimicrobial susceptibility towards human-use antimicrobial drugs among zoonotic and commensal enteric bacteria isolated from healthy food-producing animals", *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, V. 63, (2009), 733-744.

66. Butt, A. A. and Aldridge, K.E., "Infections related to the ingestion of seafood , Viral and bacterial infections", *Lancet Infectious Diseases*, V. 4, n°4, (2004), 201-212.

67. Angulo, F. J. and Johnson, K. R., "Origins and consequences of antimicrobial resistant nontyphoidal Salmonella, Implications for the use of fluoro-quinolones in food animals", *Microbial Drug Resistance*, V. 6, n°1, (2000), 77-83.
68. Plummer, R.A.S., Blissett, S.J. and Dodd, C.E.R., "Salmonella Contamination of Retail Chicken Products Sold in the UK", *Journal of Food Protection*, V. 58, (1995), 843-846.
69. Poppe, C., "Salmonella infections in the domestic fowl, Salmonella in domestic animals", CAB International, New York, US, (2000), 107-132.
70. Humphrey, T., "Are happy chickens safer chickens? Poultry welfare and disease susceptibility", *British Poultry Science*, V. 47, (2006), 379-391.
71. Marshally, M.M., Hendricks, G.L., Kalama, M.A., Gehad, A.E., Abbas, A.O. and Patterson, P.H., "Effect of heat stress on production parameters and immune responses of commercial laying hens", *Poultry Science*, V. 83, (2004), 889-894.
72. Carrique-Mas, J. J., Breslin, M., Snow, L., McLaren, I., Sayers, A. and Davies, R. H., "Persistence and clearance of different Salmonella serovars in buildings housing laying hens", *Epidemiology and Infection*, V. 137, (2009), 837-846.
73. Davies, R.H. and Hinton, M.H., "Salmonella in animal feed", CAB International, Oxford, (2000), 285-300.
74. Gantois, I., Ducatelle, R., Pasmans, F., Haesebrouck, F., Gast, R., Humphrey, T.J. and Van Immerseel, F., "Mechanisms of egg contamination by Salmonella Enteritidis", *FEMS Microbiology Reviews*, V. 33, (2009), 718-738.
75. De Geer, Ch. "Mémoires pour servir à l'histoire des insectes", De l'imprimerie de LL Grefing, (1778), 111-112.

76. Moss, W. W., "The mite genus *Dermanyssus*: a survey, with description of *Dermanyssus trochilinis* and a revised key to the species (Acari: Mesostigmata: Dermanyssidae)", *Journal of Medical Entomology*, V. 14, n°6, (1978), 627-640.
77. Roy, L., "Ecologie évolutive d'un genre d'acarien hématophage: approche phylogénétique des délimitations interspécifiques et caractérisation comparative des populations de cinq espèces du genre *Dermanyssus* (Acari: Mesostigmata)", *Ecole Nationale Vétérinaire de Lyone*, thèse, (2009), 15-18.
78. Baker, A., "Mites and ticks of domestic animals", the stationery office, (1999), 134-136.
79. Reynaud, M.C., Chauve, C.M. and Beugnet, F., "*Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778): reproduction expérimentale du cycle et essai de traitement par la moxidectine et l'ivermectine", *Revue Médecine Vétérinaire*, V. 148, (1997), 433-438.
80. Kettle, D. S., "medical and veterinary entomology", CAB international, (1995), 414-439.
81. Tamara, B. H., Granich, J., Körbes, J. H., da Silva, G. L. and Ferla, N. J., "Mite fauna (Acari) associated with the poultry industry in different laying hen management systems in Southern Brazil: a species key", *Acarologia*, V. 58, n°1, (2018), 140-158.
82. Guy, J.H., Khajavi, M. and Hlalel, M.M., "Red mite (*Dermanyssus gallinae*) prevalence in laying units in Northern England", *British Poultry Science*, V. 45, (2004), 15p.
83. Gharbi, M., Sakly, N. and Darghouth, M.A., "Prevalence of *Dermanyssus gallinae* (Mesostigmata: Dermanyssidae) in industrial poultry farms in North-East Tunisia", *Parasite*, V. 20, (2013), 41p.
84. Abdel-Ghaffar, F., Semmler, M., Al-Rasheid, K. and Mehlhorn, H., "In vitro efficacy of ByeMite® and Mite-Stop® on developmental stages of the red chicken mite *Dermanyssus gallinae*", *Parasitology Research*, V. 105, n°5, (2009), 1469p.

85. Othman, R. A., Abdallah, J. M. and Abo-Omar, J., "Prevalence of the red mite (*Dermanyssus gallinae*) in layer flocks in four districts in northern West Bank, Palestine", *Open Journal of Animal Sciences*, V. 2, n°2, (2012), 106p.
86. Yakhchali, M., Rasouli, S. and Alborzi, E., "Prevalence and body distribution of the poultry red mite in layer farms from Markazi province of Iran", *Iranian Journal of Veterinary Research*, V. 14, n°1, (2013), 72-74.
87. Wang, F.F., Wang, M., Xu, F.R., Liang, D.M. and Pan, B.L., "Survey of prevalence and control of ectoparasites in caged poultry in China", *Veterinary Research*, V. 167, (2010), 934–937.
88. Odaka, M., Ogino, K., Shikada, M., Asada, K., Kasa, S., Inoue, T. and Maeda, K., "Correlation between the proportion of stained eggs and the number of mites (*Dermanyssus gallinae*) monitored using a non-parallel board trap", *Animal Science Journal*, V. 88, n°12, (2017), 2077-2083.
89. Soler Cruza, M.D., Vega Roblesa, M.C., Jespersenb, J.B., Kilpinen, O., Birkettc, M., Dewhirstc, S. and Pickettc, J., "Scanning electron microscopy of foreleg tarsal sense organs of the poultry red mite *dermanyssus gallinae*", *Micron*, V. 36, (2005), 415-421.
90. Entrekin, D.L. and Oliver, J.H., "Aggregation of the chicken mite, *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae)", *Journal of Medical Entomology*, V.19, (1982), 671–678.
91. Kirkwood, A.C., Anaemia in poultry infested with the red mite *Dermanyssus gallinae*", *Veterinary Research*, V. 80, (1967), 514-515.
92. Nakamae, H., Kishi, S., Fujisaki, K., Oshiro, S. and Furuta, K., "Incidence of the parasitism of chicken mite *dermanyssus gallinae* parasitizing and propagating on chicken even in the daytime and their life cycle", *Japanese Poultry Science*, V. 34, 4, (1997), 240-247.
93. Kilpinen, O., "Activation of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae* (acari: dermanyssidae), by increasing temperatures", *Experimental and applied acarology*, V. 25, n°10, (2001), 859-867.

94. Axtell, R.C., "Poultry integrated pest management: status and future", *Integrated pest management reviews*, V. 4, n°1, (1999), 53-73.
95. Hutcheson, H.J. and Oliver, J.H., "Spermiogenesis and reproductive biology of *Dermanyssus gallinae* (DeGeer) (Parasitiformes: Dermanyssidae)", *Journal of medical entomology*, V. 25, n°5, (1988), 323–330.
96. Chauve, C., "The poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (de geer, 1778) current situation and future prospects for control", *Veterinary parasitology*, V. 79, (1998), 239-245.
97. Oliver, J.H., "Note on reproductive in the dermanyssidae" *Journal of Medical Entomology*, V. 3, n°1, (1966), 29-35.
98. Oliver, J.H., "Cytogenetics of mites and ticks", *Annual Review of Entomology*, V. 22, (1977), 407-429.
99. Chamberlain, R.W. and Sikes, R.K., "Laboratory investigations on the role of bird mites in the transmission of eastern and western equine encephalitis", *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, V. 4, (1955), 106-108.
100. Maurer, V. and Baumgartner, J., "Temperature influence on life table statistics of the chicken mite *Dermanyssus gallinae* (acari: dermanyssidae)", *Experimental and Applied Acarology*, V. 15, (1992), 27-40.
101. Nordenfors, H., Höglund, J. and Uggla, A., "Effects of temperature and humidity on oviposition, molting, and longevity of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae)", *Journal of Medical Entomology*, V. 36, (1999), 68-72.
102. Höglund, J., Nordenfors, H. and Uggla, A., "Prevalence of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*, in different types of production systems for egg layers in sweden", *Poultry Science*, V. 74, (1995), 1793–1798.
103. Kilpinen, O., "How to obtain a blood meal without being eaten by a host: the case of poultry redmite, *Dermanyssus gallinae*", *Physiological Entomology*, V. 30, n°3, (2005), 232-240.

104. Drakley, C., and Walker, A., "Monitoring of red mite habitat and distribution in a barn egg production system", *British Poultry Sciences*, V. 43, (2002), 53-54.
105. Kowalski, A., Sokoł, R., Jedlin, Jedlińska-Krakowska, M., "Influence of redmite *dermanyssus gallinae* invasions on corticosterone and haematological levels and immunological indices in egg-laying hens", *Medycyna Weterynaryjna*, V. 62, n°10, (2006), 11p.
106. Emous, R.A., van Fiks-van Niekerk, T.G.C.M. and Mul, M.F., "11 millions damage for the sector: enquiry into the cost of mites to the poultry industry", *De Pluimveehouderij*, V. 35, (2005), 8-9.
107. Cencek, T., "Prevalence of *Dermanyssus gallinae* in poultry farms in Silesia region in Poland", *Bulletin-Veterinary Institute in Pulawy*, V. 47, n°2, (2003), 465-470.
108. Cosoroaba, I., "Massive *Dermanyssus gallinae* invasion in battery-husbandry raised fowls", *Revue de Médecine Vétérinaire*, V. 152, (2001), 89-96.
109. De Clerq, J. and Nachtgale, L., "*Dermanyssus gallinae* infestation in a dog", *Canine Practice*, V. 4, (1993), 34-36.
110. Moro, V.C., Fravallo, P., Amelot, M., Chauve, C., Zenner, L., Salvat, G., "Colonization and organ invasion in chicks experimentally infected with *Dermanyssus gallinae* contaminated by *Salmonella* Enteritidis", *Avian Pathology*, V. 36, n°4, (2007), 307-311.
111. Moro, C. V., Thioulouse, J., Chauve, C., Normand, P. and Zenner, L., "Bacterial taxa associated with the hematophagous mite *Dermanyssus gallinae* detected by 16S rRNA PCR amplification and TTGE fingerprinting", *Research in Microbiology*, V. 160, n°1, (2009), 63-70.
112. Durden, L.A., Linthicum, K.J. and Turell, M.J., "Mechanical transmission of Venezuelan equine encephalomyelitis virus by haematophagous mites (Acari)", *Journal of Medical Entomology*, V. 29, (1992), 118-121.
113. Durden, L.A., Linthicum, K.J. and Monath, T.P., "Laboratory transmission of eastern equine encephalomyelitis virus to chickens by chicken mites (Acari: Dermanyssidae)", *Journal of Medical Entomology*, V. 30, (1993), 281-285.

114. Zeman, P., Stika, V., Skalka, B., Bartik, M., Dusbabek, F. and Lavickova, M., "Potential role of *Dermanyssus gallinae* De Geer, 1778 in the circulation of the agent of pullurosis-typhus in hens", *Folia Parasitologica*, V. 29, n^o4, (1982), 371-374.
115. Petrov, D., "Study of *Dermanyssus gallinae* as a carrier of *Pasteurella multocida*", *Veterinarno-Mededitinski Nauki*, V.12, n^o5, (1975), 32-36.
116. Circella, E., Pugliese, N., Todisco, G., Cafiero, M.A., Sparagano, O.A.E. and Camarda, A., "Chlamydia psittaci infection in canaries heavily infested by *Dermanyssus gallinae*", *Experimental and Applied Acarology*, V. 55, n^o4, (2011), 329p.
117. Chirico, J., Eriksson, H. and Fossum, O., "The poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*, a potential vector of *Erysipelothrix rhusiopathiae* causing erysipelas in hens", *Medical and Veterinary Entomology*, V. 17, n^o2, (2003), 232-234.
118. Grebenyuk, R. V., Chirov, P. A. and Kadysheva, A. M., "The role of wild animals and blood-sucking arthropods in the epizootiology of infection with *Listeria*", *Institut Biologii, Akademiya Nauk Kirgizskoi*, (1972), 10p.
119. Zemskaya, A. A., "Gamasic mites (Gamasoidea) as vectors of the disease causative agents", *Zoologichesky Zhurnal*, V. 46, (1967), 1771-1784.
120. Huong, C. T. T., Murano, T., Uno, Y., Usui, T. and Yamaguchi, T., "Molecular detection of avian pathogens in poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) collected in chicken farms", *Journal of Veterinary Medical Science*, V. 76, n^o12, (2014), 1583-1587.
121. Arzey, G., "Mechanism of spread of Newcastle disease", *Technical Bulletin, New South Wales, Agriculture and Fisheries*, V. 42, (1990), 12p.
122. Shirinov, F.B., "The dissemination of the fowl-pox by the mite *Dermanyssus gallinae*", *Veterinarya*, V. 4, (1972), 48-49.
123. Smith, M.G., Blattner, R.J. and Heys, F.M., "The isolation of the St. Louis Encephalitis virus from chicken mites (*Dermanyssus gallinae*) in nature", *Science*, V. 100, (1944), 362-363.

124. Wegner, Z., "Laboratory study on some parasitic hematophagous arthropods as possible subsidiary links of the biocenosis of tick-borne encephalitis", Bulletin of the Institute of Maritime and Tropical Medicine in Gdynia, V. 27, (1976), 75-85.
125. Arkle, S., Guy, J. and Sparagano, O., "antibody detection by elisa in chicken infested with *dermanyssus gallinae*", Epidémiologie et Santé Animale, V. 48, (2005), 15-19.
126. Guillaume, B., Dernburg, A., Claude, C., Sophie, L. and Lionel, Z., "Methodologie de suivi des populations de *Dermanyssus gallinae* en élevage de pondeuse avec parcours extérieure", Cinquième Journée de Recherche Avicole, Tours, (2003), 1p.
127. Nordenfors, H., "Epidemiology and control of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*", Doctoral thesis, swedish university of agricultural sciences, uppsala, sweden, (2000), 19-20.
128. Arkle, S., Guy, J.H. and Sparagano, O., "immunological effects and productivity variation of red mite (*dermanyssus gallinae*) on laying hens, implications for egg production and quality", World Poultry Sciences, V. 62, (2006), 249-257.
129. Fiddes, M.D., Le Gresley, S., Parsons, D.G., Epe, C., Coles, G.C. and Stafford, K.A., "Prevalence of the poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) in England", Veterinary Record, V. 157, (2005), 233-235.
130. Chirico. J. and Tauson. R., "traps containing acaricides for the control of *Dermanyssus gallinae*", Veterinary Parasitology, V. 110, (2002), 109-16.
131. Meyer-Kuhling, B., Pfister, K., Muller-Lindloff, J. and Heine, J., "field efficacy of Phoxim 50% (ByeMite) against the poultry red mite *dermanyssus gallinae* in battery cages stocked with laying hens", Veterinary Parasitology, V. 147, (2007), 289-296.
132. Lin, H., Chuan-hua, X., Jin-jun, W., Ming, L., Wen-cai, L. and Zhi-mo, Z., "Resistance selection and biochemical mechanism of resistance to two Acaricides in *Tetranychus cinnabarinus* (Boiduval)", Pesticide Biochemistry and Physiology, , Vol. 93, n°1, (2009), 47-52.

133. Li, A.Y., Davey, R.B., Miller, R.J. and George, J.E., "Resistance to coumaphos and diazinon in *Boophilus microplus* (Acari: Ixodidae) and evidence for the involvement of an oxidative detoxification mechanism", *Journal of Medical Entomology*, V. 40, (2003), 482-490.
134. Li, A.Y., Davey, R.B., Miller, R.J. and George, J.E., "Detection of amitraz resistance in the southern cattle tick, *Boophilus microplus* (Acari: Ixodidae)", *Journal of Medical Entomology*, V. 41, (2004), 193-200.
135. Mullens, B. A., Velten, R. K., Hinkle, N. C., Kuney, D. R., And Szij, C. E., "Acaricide resistance in northern fowl mite (*Ornithonyssus sylviarum*) populations on caged layer operations in southern california", *Poultry Science*, V. 83, (2004), 365-374.
136. Maunder, J.C.J., "Cattle tick control: Results achieved in the field with DDT and BHC", *Queensland Agricultural Journal*, V. 1, (1949), 8p.
137. Éric, H. and Marcel, A., "Les mécanismes responsables de la résistance aux insecticides chez les insectes et les acariens", *Biotechnology, Agronomy, Society and Environment*, V. 2, n°3, (1998), 161-174.
138. Brown, A.W.A., "Insecticide resistance and the future control of insects", *Canadian Medical Association Journal*, V. 100, (1969), 216-221.
139. Beesley, W. N., "The effect of three organo-phosphorus insecticides on certain arthropods which infest livestock", *Annals of Applied Biology*, V. 52, n°2, (1963), 295-303.
140. Smitsaert, H. R., "Cholinesterase inhibition in spider mites susceptible and resistant to organophosphate", *Science*, V. 143, n° 2, (1964), 129-131.
141. Marangi, M., Cafiero, M. A., Capelli, G., Camarda, A., Sparagano, O. A. E. and Giangaspero, A., "Evaluation of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) susceptibility to some acaricides in field populations from Italy", *Experimental and Applied Acarology*, V. 8, n°1-2, (2009), 11-18.
142. Chen, A.C., He, H.Q. and Davey, R.B., "Mutations in a putative octopamine receptor gene in amitraz-resistant cattle ticks", *Veterinary Parasitology*, V.148, (2007), 379-383.

143. Collison, C.H., Danka, R.G. and Kennell, D.R., "An evaluation of permethrin, carbaryl, and amitraz for the control of northern fowl mites on caged chickens", *Poultry Science*, V.60, (1981),1812-1817.
144. Ware, G.W., "The Pesticide Book", 5th edition, Thomson Publications, Fresno, California, (2000), 18-21.
145. Narahashi, T., "Mode of action of pyrethroids", *Bulletin of World Health Organization*, V. 44, (1971), 337-345.
146. Khambay, B., Jewess, P., "Pyrethroids", *Comprehensive Molecular Insect Science*, Elsevier, Oxford, UK, V. 6, (2005), 1-29.
147. Zeman, P., "Systemic efficacy of ivermectin against *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) in fowls", *Veterinary Parasitology*, V. 23, (1987), 141-146.
148. Van Leeuwen, T., Vontas, J., Tsagkarakou, A., Dermauw, W. and Tirry, L., "Acaricide resistance mechanisms in the two-spotted spider mite *Tetranychus urticae* and other important Acari: a review", *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, V. 40, nº8, (2010), 563-573.
149. Zeman, P. and Zelezny, J., "The susceptibility of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (De Geer 1778) to some acaricides under laboratory conditions", *Experimental and Applied Acarology*, V. 1, (1985), 17-22.
150. Kim, S. I., Na, Y. E., Yi, J. H., Kim, B. S. and Ahn, Y. J., "Contact and fumigant toxicity of oriental medicinal plant extracts against *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae)", *Veterinary Parasitology*, V. 145, nº3-4, (2007), 377-382.
151. Genchi, C., Traldi, G. and Huber, H., "The efficacy of Flumethrin (Bayticol, Bayer) for the control of chicken mite, *Dermanyssus gallinae*, De Geer, 1778 (Acarina, Dermanyssidae)", *Archivio Veterinario Italiano*, (1984),11p

152. Beugnet, F., Chauve, C., Gauthey, M. and Beert, L., "Resistance of the red poultry mite to pyrethroids in France", *The Veterinary Record*, V. 140, n° 22, (1997), 577p.
153. Hadadzadeh, H., Torabi, G. M. and Rezaeian, M., "Evaluation of the effect of deltamethrin on *Dermanyssus gallinae* in an egg layer house in Qom province in Iran", *Scientific Research Iranian Veterinarian Journal*, V. 4, n°7, (2001), 29-35.
154. George, D. R., Shiel, R. S., Appleby, W. G. C., Knox, A. and Guy, J. H., "In vitro and in vivo acaricidal activity and residual toxicity of spinosad to the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*", *Veterinary Parasitology*, V. 173, n° 3-4, (2010), 307-316.
155. Kočíšová, A. and Plachý, J., "Novel approach to controlling the poultry red mite (Acarina: Mesostigmata)", 6th International Conference on Urban Pests, Budapest, Hungary, 13-16 July 2008, 349-354.
156. Kramer, T. and Nauen, R., "Monitoring of spiroadicofen susceptibility in field populations of European red mites, *Panonychus ulmi* (Koch) (Acari: Tetranychidae), and the cross-resistance pattern of a laboratory-selected strain", *Pest Management Science*, V. 67, n°10, (2011), 1285-1293.
157. Roy, L. and Buronfosse, T., "Using mitochondrial and nuclear sequence data for disentangling population structure in complex pest species: a case study with *Dermanyssus gallinae*", *PLoS One*, Vol. 6, n°7, (2011), e22305.
158. Huber, K., Zenner, L. and Bicout, D. J., "Modelling population dynamics and response to management options in the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae)", *Veterinary Parasitology*, V. 176, n°1, (2011), 65-73.
159. Mul, M. F. and Koenraadt, C. J., "Preventing introduction and spread of *Dermanyssus gallinae* in poultry facilities using the HACCP method", *Control of Poultry Mites (Dermanyssus)*, Springer, Dordrecht, (2009), 167-181.
160. Stafford, K.A., Lewis, P.D., Coles, G.C. Preliminary study of intermittent lighting regimes for red mite (*Dermanyssus gallinae*) control in poultry houses. s.l. : *Veterinary Record*, 2006, Vol. 158, pp. 762–763.

161. Isman, M. B., "Leads and prospects for the development of new botanical insecticides", *Review of Pesticides Toxicology*, V. 3, (1995),1-20.
162. George, D. R., Callaghan, K., Guy, J. H. and Sparagano, O. A. E., "Lack of prolonged activity of lavender essential oils as acaricides against the poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) under laboratory conditions" *Research in Veterinary science*, V. 85, n°3, (2008), 540-542.
163. George, D. R., Olatunji, G., Guy, J. H. and Sparagano, O. A. E., "Effect of plant essential oils as acaricides against the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*, with special focus on exposure time", *Veterinary Parasitology*, V. 169, n°1-2, (2010), 222-225.
164. Isman, M. B. and Machial, C. M., "Pesticides based on plant essential oils: from traditional practice to commercialization", *Advances in Phyto-Medicine*, V. 4, (2006), 29-44.
165. Ghrabi-Gammar, Z., George, D. R., Daoud-Bouattour, A., Jilani, I. B. H., Saad-Limam, S. B. and Sparagano, O.A.E., "Screening of essential oils from wild-growing plants in Tunisia for their yield and toxicity to the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*", *Industrial Crops and Product*, V. 30, n°3, (2009), 441-443.
166. George, D. R., Smith, T. J., Shiel, R. S., Sparagano, O. A. E. and Guy, J. H., "Mode of action and variability in efficacy of plant essential oils showing toxicity against the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*", *Veterinary Parasitology*, V. 161, n°3-4, (2009), 276-282.
167. Locher, N., Al-Rasheid, K. A., Abdel-Ghaffar, F. and Mehlhorn, H., "In vitro and field studies on the contact and fumigant toxicity of a neem-product (Mite-Stop®) against the developmental stages of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*", *Parasitology Research*, V. 107, n°2, (2010), 417-423.
168. Ranjbar-Bahadori, S., Farhadifar, N. and Mohammadyar, L., "Assessment of susceptibility of the Poultry Red Mite, *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) to some plant preparations with focus on exposure time", *International Journal of Biological, Biomolecular, Agricultural, Food and Biotechnological Engineering*, V. 8, (2014), 573-576.
169. Willadsen, P., Riding, G. A., McKenna, R. V., Kemp, D. H., Tellam, R. L., Nielsen, J. N. and Gough, J. M., "Immunologic control of a parasitic arthropod. Identification of a protective antigen from *Boophilus microplus*", *The Journal of Immunology*, V. 143, n°4, (1989), 1346-1351.

170. Prevot, P. P., Couvreur, B., Denis, V., Brossard, M., Vanhamme, L. and Godfroid, E., "Protective immunity against *Ixodes ricinus* induced by a salivary serpin", *Vaccine*, V. 25, n°17, (2007), 3284-3292.
171. Smith, W. D., Bates, P., Pettit, D. M. and Van Den Broek, A., "Attempts to immunize sheep against the scab mite, *Psoroptes ovis*", *Parasite Immunology*, V. 24, n°6, (2002), 303-310.
172. Bartley, K., Nisbet, A.J., Offer, J.E., Sparks, N.H.C., Wright, H.W. And Huntley, J.F., "Histamine Release Factor from *Dermanyssus gallinae* (De Geer): Characterization and in vitro assessment as a protective antigen", *International Journal for Parasitology*, V. 39, (2009), 447-456.
173. Mulenga, A. and Azad, A. F., "The molecular and biological analysis of ixodid ticks histamine release factors", *Experimental and Applied Acarology*, V. 37, n°3-4, (2005), 215-229.
174. Bommer, U.A. and Thiele, B.J., "The translationally controlled tumour protein (TCTP)", *International Journal of Biochemistry and Cell Biology*, V. 36, (2004), 379–385.
175. Jasinskis, A., Jaworski, D. C. and Barbour, A. G., "Amblyomma americanum: specific uptake of immunoglobulins into tick hemolymph during feeding", *Experimental Parasitology*, V. 96, n°4, (2000), 213-221.
176. Pettit, D., Smith, W. D., Richardson, J. and Munn, E. A., "Localization and characterization of ovine immunoglobulin within the sheep scab mite, *Psoroptes ovis*", *Veterinary Parasitology*, V. 89, (2000), 231–239.
177. Flochlay, A. S., Thomas, E. and Sparagano, O.A.E., "Poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) infestation: a broad impact parasitological disease that still remains a significant challenge for the egg-laying industry in Europe", *Parasites and Vectors*, V. 10, n°1, (2017), 357p.
178. Hutton, S., "Red mite-the blight of the poultry world", *Livestock*, V. 23, n°5, (2018), 244-249.
179. Sylejmani, D., Musliu, A., Ramadani, N., Sparagano, O. and Hamidi, A., "Associations between the level of biosecurity and occurrence of *Dermanyssus gallinae* and *Salmonella* spp in layer farms", *Avian Diseases*, V. 60, n°2, (2016), 454-459.

180. Wojcik, A. R., Grygon-Franckiewicz, B., Zbikowska, E. and Wasielewski, L., "Invasion of *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) in poultry farms in the Toruń region", *Wiadomosci Parazytologiczne*, V. 46, n^o4, (2000), 511-515.
181. Bobrek, K. and Gawel, A., "Invasion of Red Mite (*Dermanyssus gallinae*) As a Cause of Foot Self-Mutilation in a Laying Hen Flock", *Pakistan Veterinary Journal*, V. 37, n^o2, (2017), 242-244.
182. Arsenopoulos, K., Angelou, A. and Papadopoulos, E., "*Dermanyssus Gallinae*-A Ghost Ectoparasite For The Greek Laying Hen Industry", *Bulgarian Journal of Veterinary Medicine*, V. 20, n^o1, (2017), 383-388.
183. Brauneis, M. D., Zoller, H., Williams, H., Zschiesche, E. and Heckerroth, A. R., "The acaricidal speed of kill of orally administered fluralaner against poultry red mites (*Dermanyssus gallinae*) on laying hens and its impact on mite reproduction", *Parasites and Vectors*, V. 10, n^o1, (2017), 594p.
184. Broennum, P., Elmerdahl, O.J. and Bisgaard, M., "Persistence of Salmonella Senftenberg in poultry production environments and investigation of its resistance to desiccation", *Avian Pathology*, V. 37, n^o4, (2008), 421-427.
185. Collgros, H., Iglesias-Sancho, M. J., Aldunce, V., Expósito-Serrano, C., Fischer, N., Lamas, P. and Umbert-Millet, P., "*Dermanyssus gallinae* (chicken mite): an under diagnosed environmental infestation", *Clinical and Experimental Dermatology*, V. 38, (2013), 374-377.
186. Cafiero, M. A., Galante, D., Camarda, A., Giangaspero, A. and Sparagano, O.A.E., "Why dermanyssosis should be listed as an occupational hazard", *Occupational and Environmental Medicine*, V. 68, n^o8, (2011), 628p.
187. Gary, R. M. and Barry, M. O., "Mites (Acari)", *Medical and Veterinary Entomology*, (2009), 433-492.
188. Sparagano, O.A.E., Khallaayoune, K., Duvallet, G., Nayak, S. and George, D., "Comparing Terpenes from Plant Essential Oils as Pesticides for the Poultry Red Mite (*Dermanyssus gallinae*)", *Transboundary and Emerging Diseases*, V. 60, (2013), 150-153.

189. Toma, B., Dufour, B., Benet, J. J., Sanaa, M., Shaw, A. and Moutou, F., "Epidémiologie appliquée à la lutte collective contre les maladies animales transmissibles majeures", 2ième édition AEEMA, France, (2001), 542 p.
190. Wall, R. and Shearer, D., "Veterinary Ectoparasites, Biology, Pathology and Control", Editorial offices: Osney Mead, Oxford, (2001), 275p.
191. Liu, B., Zhou, X., Zhang, L., Liu, W., Dan, X., Shi, C. and Shim, X., "Development of a novel multiplex PCR assay for the identification of *Salmonella enterica* Typhimurium and Enteritidis", Food Control, V. 27, (2012), 87-93.
192. Eurostat, European Commission, DG AGRI, C4 Animal Production, (2014), 28 p.
193. Mul, M.F., Thea, G.C.M., Berry, F.J., Reuvekamp, R.A., Emous, V., "*Dermanyssus gallinae* in Dutch poultry farms, results of a questionnaire on severity, control treatments, cleaning, and biosecurity", Trends in Acarology, Proceedings of the 12th International Congress, (2010), 513-516.
194. Wales, A., Breslin, M., Carter, B., Sayers, R. and Davies, R., "A longitudinal study of environmental *Salmonella* contamination in caged and free-range layer flocks", Avian Pathology, V. 36, n°3, (2007), 187-197.
195. Bouzidi, N., Aoun, L., Zeghdoudi, M., Bensouilah, M., Elgroud, R., Oucief, I., Sophie, A., Brisabois, A., Desquilbet, L. and Millemann, Y., "Salmonella contamination of laying-hen flocks in two regions of Algeria", Food Research International, V. 45, (2012), 897-904.
196. Xu, Y., Tao, S., Hinkle, N., Harrison, M. and Chen, J., "Salmonella, including antibiotic-resistant *Salmonella*, from flies captured from cattle farms in Georgia, USA", Science of the Total Environment, V. 616, (2018), 90-96.
197. Hazeleger, W. C., Bolder, N. M., Beumer, R. R. and Jacobs-Reitsma, W. F., "Darkling beetles (*Alphitobius diaperinus*) and their larvae as potential vectors for the transfer of *Campylobacter jejuni* and *Salmonella enterica* serovar paratyphi B variant Java between successive broiler flocks", Applied and Environmental Microbiology, V. 74, n°22, (2008), 6887-6891.

198. Lubac, S., Dernburg, A., Bon, G., Chauve, C. and Zenner, L., "Problématique et pratiques d'élevages en poules pondeuses dans le sud est de la France contre les nuisibles, poux rouges et mouches", 5èmes journées de la recherche avicole, Tours, (2003).
199. Soler Cruz MD, Vega Robles MC, Jespersen JB, Kilpinen O, Birkett M, Dewhirst S, Pickett J (2005). Scanning electron microscopy of foreleg tarsal sense organs of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae* (DeGeer) (Acari: Dermanyssidae). *Micron* 36: 415–421.
200. Axtell, R. C., & Arends, J. J. (1990). Ecology and management of arthropod pests of poultry. *Annual review of entomology*, 35(1), 101-126.
201. Rossfelder, A. Comportement et lumière chez le *Dermanyssus gallinae*. 2012. Thèse de doctorat. Campus vétérinaire De Lyon.
202. Roy, L., Dowling, A. P. G., Chauve, C. M., & Buronfosse, T. (2009). Delimiting species boundaries within *Dermanyssus* Duges, 1834 (Acari: Dermanyssidae) using a total evidence approach. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 50(3), 446-470.
203. Abdigoudarzi, M., Mirafzali, M. S., & Belgheiszadeh, H. (2014). Human infestation with *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) in a family referred with pruritus and skin lesions. *Journal of arthropod-borne diseases*, 8(1), 119.

DERMANYSSUS GALLINAE IN LAYING HENS FARMS IN ALGERIA: INFESTATION PREVALENCE AND MOLECULAR DETECTION OF SALMONELLA

Mohamed Douifi^{1,2*}, Nassim Ouchene¹, Karim Rahal¹, Ahcène Hakem³

¹Laboratory of Biotechnology Related to Animal Reproduction, Blida University 1, BP 270, Souma Road, Blida, Algeria; ²Central Veterinary Laboratory, National Institute of Veterinary Medicine, BP 205, Hacène Badi, El Harrach, Algiers, Algeria; ³Laboratory for the Exploitation and Valorization of Steppe Ecosystems, Ziane Achour University, BP 3117, City 05 July, Road Moudjbara, Djelfa, Algeria; *Corresponding author: douifimohamed@gmail.com

Abstract. *Dermanyssus gallinae* (Red mite) is the most important and common ectoparasite of laying hens and recognized as a vector of several pathogens. In order to estimate the infestation prevalence rate of *Dermanyssus gallinae* in layer housing and to evaluate its vectorial role in regard to *salmonella*. A study was carried out in 386 laying hen farms in four provinces located in north-eastern Algeria. A total of 32 pooled mite samples were examined for the presence of *Salmonella enterica*, *Salmonella typhimurium* and *Salmonella enteritidis* using PCR essay. Results showed that 14% of hen housing were infested by *D. gallinae*. *Salmonella enterica* DNA was detected in 8 samples (25%), including two *Salmonella enteritidis* (6.25%). These results indicate that *D. gallinae* can act as reservoir of *Salmonella*, allowing the propagation of this bacterium between successive bands and between different farms.

Keywords: *Dermanyssus Gallinae*, *Salmonella*, Layer Housing, Vector, Algeria.

INTRODUCTION

Dermanyssus gallinae (poultry red mite, PRM) is a common concern among poultry egg farmers in both developed and developing countries (Kim et al 2007) and remains an unresolved problem (Schulz et al 2014). The average prevalence in European countries was estimated at 80% (George et al 2015) with economic losses of approximately 130 million Euros annually (Van Emous et al 2006).

The poultry red mite is a haematophagous ectoparasite of poultry and wild birds (Sparagano et al 2009). It feeds on resting birds, mainly during the night. However, during the day, these mites hide in the crevices and cracks of walls and equipment. Under favourable conditions, the PRM life cycle is accomplished in a week, favouring the development of an intense short-term infestation, which may result in egg production dropping, mortality, reduced hen immunity and itching dermatitis in humans (Mul et al 2010). When the red mite was discovered, the problem was already very pronounced. Its ability to hide in crevices, which are difficult to reach by insecticide treatment, the prohibition of several acaricides use during the production cycle and the development of resistance to several insecticide products, makes eliminating this mite very difficult (Fischer et al 2014). Moreover, *D. gallinae* is a potential vector of several pathogens including *Salmonella* (Hamidi et al 2011) that cause the most frequent food-borne zoonoses. Poultry is the main source of infection for humans (Davies et al 2003).

Despite several studies in European and developing countries, describing different problems posed by this poultry pest (Sparagano et al 2014), there is no published work about red mite infestation in Algeria. The purposes of the present study were to evaluate the prevalence of mite infestation and subsequent economic losses the role of *D. gallinae* as a natural vector of *Salmonella*.

MATERIALS AND METHODS

Study area: The study was conducted during the period from September to December 2014 in four provinces (Bouira, Bordj Bouarreridj, Setif and Batna) in North-eastern Algeria. This region represents 70% of the global egg production in Algeria (Mezouane, 2010). The study region is characterized by dry and hot summers, with temperatures ranging from 30 to 40 °C, and by cold winters, with temperatures averaging from -2 to 8°C. Rainfall is moderate, varying between 400 and 600 mm per year.

Sampling: The parasites were collected directly from the cages and walls by a small spoon according to Cencek (2003) and placed in airtight plastic containers. The specimens were preserved in 70% ethanol solution.

Laboratory analysis: *D. gallinae* identification was made under an optical microscope at × 100 magnifications (Pritchard et al 2015) (Di palma et al 2012). In whole 32 Pooled samples of *Dermanyssus gallinae* of different age (contained each about 100 miles), each from one infested houses, were examined for the presence of *Salmonella enterica* (*S. enterica*) *Salmonella typhimurium* (*S. typhimurium*) and *Salmonella enteritidis* (*S. enteritidis*) using PCR essay. The mites taken from the 70 % ethanol were rinsed three times in 500 µl of sterile ultrapure water with vigorous shaking. Bacterial DNA was extracted using Dneasy Tissue Kit (QIAGEN) according to the manufacturer's instructions. Extracted DNA was stored at - 20°C.

PCRs were performed in a total volume of 30 µl containing 3.0 µl of buffer (10×, free Mg2p), 2.0 µl of MgCl2 (25 mM), 1.0 µl of dNTP (2.5 mM), 1.0µl of forward and reverse primer mixture (stm-4495, sen-1392 and FS23) (5 mM), 1.0 µl of Taq DNA polymerase (1 U/mL), 3 µl of 5X Q solution, 3 µl of Coral Load and 2.5 µl of template DNA. PCR amplification was performed in thermal cycler with a cycling conditions consisting of a 5.0 min denaturation step of 94 °C, followed by 35 cycles of denaturation (30 s, 94°C), annealing (30 s, 65°C) and extension (30 s, 72°C) and final extension step of 10 min at 72°C, followed by a final hold at 4 °C. Amplification products were confirmed by electrophoresis using 2% agarose gels, stained with ethidium bromide, and then visualized under UV light (Liu et al. 2012). The specific primers used were presented in Table 1.

Table 1

The target genes and their sequencing primers (Liu et al 2012)				
Target	Gene	Primer set name	Sequences (5' e3')	PCR product (bp)
<i>S. typhimurium</i>	STM4495	stm-4495	GGTGGCAAGGGAATGAA CGCAGCGTAAAGCAACT	915
<i>S. enteritidis</i>	SEN1392	sen-1392	GCCACTGTCTGATGCTCTTG GAAAGGCTCCGTGGTTAGT	656
<i>S. enterica</i>	srfC	FS23	GGCGTTAACCCACTCCAGTA TTACTGTGGGGAGAGCAACC	492

Statistical analysis: The statistical program used was R I 386 3.0.2 for Windows GUI front-end. ANOVA test was used to compare the prevalence of infestation between different regions. Chi-square test was used to study the influence of hens' age on prevalence of infestation by *D. gallinae*. Differences were considered as significant when P value was less than 0.05.

RESULTS

In total 54 out of 386 farms (14%) were infested by *D. gallinae*. Bouira region had a highest infestation rate (18.1%) in comparison with the three others regions ($p < 0.001$) (Table 2).

Table 2

D. gallinae infestation prevalence according to the different regions

Regions	Number of layer housing	Prevalence (%)	Probability
Bouira	88	18.1 ^a	0.001
B.B. argeridj	102	11.7 ^b	0.069
Setif	85	12.9 ^b	
Batna	111	13.5 ^b	
Total	386	14	

^{ab} value marked with the same letter are not statically different

The age of the hens influences the prevalence of infestation by *D. gallinae*. The highest prevalence was reported in farms with older hens (>40 weeks), 25.9%, and lowest prevalence among farms with hens younger than 10 weeks (3.84%) (Table 3).

Table 3

Relation between age of hens and infestation by *D. gallinae*

flock age (Weeks)	Infestation prevalence	Probability
< 10	3.84% ^a	$p < 0.001$
10-20	13.8% ^b	$p < 0.001$
20-40	11.2% ^c	$p < 0.001$
>40	25.9% ^d	$p < 0.001$

^{abcd} value not marked with the same letter are statically different.

In the infested housing the hen mortality rate and the drop in egg production were estimated at 10% and 2% respectively. PCR essay showed that 25% pooled mite samples (08/32) were positives for *Salmonella enterica* and 6.25% for *Salmonella enteritidis* (02/32). No positives case was recorded for *Salmonella typhimurium*.

DISCUSSION

Poultry farms infestation by *D. gallinae* in our study is less widespread in comparison with Tunisia and Morocco, which the prevalence of infested buildings was 38% (Gharbi et al 2013) and 55% (Sparagano et al 2009), respectively. In European countries the prevalence of infection exceeds 50%, it estimated at 50% in Kosovo (Hamidi et al 2011), 63.7% in Romania (Magdas et al 2006), 67% in France (Lubac et al 2003), 68% in Denmark (Sparagano et al 2009), 87% in the UK (Guy et al 2004) and 90% in Italy (Maragani et al 2012). In Asia, the prevalence is also high; it is 30.7% in Palestine Othman et al 2012, 39% in Iran (Yakhchali et al 2013) and 64.1% in China (Wang et al 2010).

European countries use an alternative system breeding that is more conducive to the development of this parasite than cage system. In 2014, over than 160 million laying hens were reared in non-cage systems (Chirico et al 2002) (Fiddes et al 2005) (Arkle et al 2006). Whereas, in Algeria, the cage system has been employed in all farms, which give a lower prevalence revealed in this study. Also, the study was performed in semi-arid regions. According to Nordenfors et al (1999), *D. gallinae* thrives in an environment with high humidity (at least 70%), whereas it does poorly in arid conditions because it cannot fully retain moisture.

The higher infestation rate in the province of Bouira may be attributed to its climate more humid than the other regions. Sparagano et al. (2009) reported that smaller farms were most affected by *D. gallinae*, because they are associated with bad sanitation practices and hygiene management. Although, in our study, we didn't find a difference in hygiene regarding to housing size. In the present study, the older flocks are the most affected by the parasite. This finding is consistent with Mul et al. (2010) which concluded that non-infested flocks were significantly less older (45 weeks) than the infested ones (52 weeks), similar results are found by Gharbi et al. (2013).

The visited farms presented an acceptable hygienic measure that made the environment less favourable for red mite multiplication. (Othman et al. 2012) indicated that among the factors favouring a high prevalence in Palestine (38%) is the very low cleaning frequency, which is manually performed in all farms. In China, where the prevalence of infection is high (64%), 32% of farmers do not clean, 55% do not use water for cleaning and 20% do not use disinfectant between flocks (wang et al 2010). Similar habits were observed in the Netherlands (prevalence, 80%), where 43% of farmers do not use water to clean their buildings between flocks (Mul et al 2010). Red mite infection causes irritation and anaemia that manifest principally by decrease in egg production and death, in this study its can reach 10% and 2% respectively.

In a study realized in 06 battery cages showed a decline in egg production of 2-15%. While, Cosoroaba (2001) found a minor increase in mortality rate (0.08%) and a drop in laying of 20% in a 60-mile hens henhouse heavily infected. (Van Emous et al 2006) has reported that the death rate among the hens can rise from 1 to 4%, with a reduction in laying performance of up to 10%. The current study provides a molecular evidence for the involvement of wildlife red mite in the portage of *S. enterica* and *S. enteritidis* on laying hens farms.

The public health consequences and economic impact of *Salmonella* in the Algerian poultry breeding sector are unknown because there are no epidemiological surveillance systems or monitoring programs for *Salmonella* infections in this country (Bouzidi et al 2011). It has been shown that the mite can be infected through the blood meal or by cuticular contact (Valiente moro et al 2007) and because the red mite often hide under dry dropping which are frequently contaminated by *Salmonella* and feed several times in each life stage on hens which increase the risk to transmit *Salmonella* and other pathogen. Consequently, mites infected by *Salmonella* constitute a potential reservoir host of this bacterium, permitting it's persistent in the poultry house between flock cycles. Moreover, as *Salmonella* is a zoonotic agent, it remains to be clarified whether *D. gallinae* may act as a vector of *Salmonella* also to humans. The capacity of red mite to fasting for a long period time, more than six months (Hamidi et al 2011), involved an effective control of red mite before the introduction of new batches pullets.

Acknowledgements : We thank Doctor Satour Djamila and Madani Hafsa, Central Veterinary Laboratory, National Institute of Veterinary Medecine, for help with the parasite

identification and PCR technique as well as Doctor Idir Bitam, laboratory biodiversity and environment, University of Sciences and Technology Houari Boumediene, for valuable comments on the manuscript.

REFERENCES

1. Arkle, N., Guy, J.H., Sparagano, O. 2006. Immunological effects and productivity variation of red mite (*Dermanyssus gallinae*) on laying hens-implications for egg production and quality. *World poultry science journal*, 62, 249–257.
2. Bouzidi, N., Aoun, L., Zeghdoudi, M., Bensouilah, M., Elgroud, R., Oucief, I., Granier, S.A., Brisabois, A., Desquilbet, L., Millemann, Y. 2012. *Salmonella* contamination of laying-hen flocks in two regions of Algeria. *Food Research International*, 45, 897–904.
3. Cencek, T. 2003. Prevalence of *Dermanyssus gallinae* in poultry farms in silesia region in Poland. *Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy*. 47, 465-469.
4. Chirico, J., Tauson, R. 2002. Traps containing acaricides for the control of *Dermanyssus gallinae*. *Veterinary parasitology*, 110, 109–116.
5. Cosoroaba, I. 2001. Observation d'invasions massives par *Dermanyssus gallinae* (de geer 1778), chez les poules élevées en batterie en Roumanie, *Revue de Médecine Vétérinaire*, n°152, 1, 89-96.
6. Davies, R., Breslin, M. 2003. Observations on *Salmonella* contamination of commercial laying farms before and after cleaning and disinfection. *Veterinary Record*, 152: 283-287
7. Di Palma, A., Giangaspero, A., Assunta, M.C., Germinara, G.S. 2012. A gallery of the key characters to ease identification of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Gamasida: Dermanyssidae) and allow differentiation from *Ornithonyssus sylviarum* (Acari: Gamasida: Macronyssidae). *Parasites & Vectors*, 104, p5.
8. Fiddes, M.D., Le Gresley, S., Parsons, D.G., Epe, C., Coles, G.C., Stafford, K.A. 2005. Prevalence of the poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) in England. *Veterinary Record*, 157, 233–235.
9. Fischer, K., Walton, S. 2014. Parasitic mites of medical and veterinary importance – is there a common research agenda? *International journal of parasitology*, 44, 955–967.
10. George, D.R., Finn, R.D., Graham, K.M., Mul, M.F., Maurer, V., Moro, C.V., Sparagano, O.A.E. 2015. Should the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* be of wider concern for veterinary and medical science? *Parasites & Vectors*, 178 p8.
11. Gharbi, M., Sakly, N., Darghouth, A.M. 2013. Prevalence of *Dermanyssus gallinae* (Mesostigmata: Dermanyssidae) in industrial poultry farms in north-east Tunisia. *Parasite*, 20, 41.
12. Guy, J.H., Khajavi, M., Hlalel, M.M., Sparagano, O.A.E. 2004. Mite (*Dermanyssus gallinae*) prevalence in laying units in northern England. *British Poultry Science*, 45, 15-16.
13. Hamidi, A, Sherifi, K, Muji, S, Behluli, B., Latifi, F., Robaj, A., Postoli, R., Hess, C., Hess, M., Sparagano, O.A.E. 2011. *Dermanyssus gallinae* in layer farms in Kosovo: a high risk for salmonella prevalence. *Parasites & Vectors*, 4, 136.
14. Kim, S-i, Young, E.N., Ji-Hwan, Y., Byung, S.K., Young, J.A. 2007. Contact and fumigant toxicity of oriental medicinal plant extracts against *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). *Vet Parasitol* 145, 377-382.
15. Liu, B., Zhou, X., Zhang, L., Liu, W., Dan, X., Shi, CH., Shim, X. 2012. Development of a novel multiplex PCR assay for the identification of *Salmonella* Enterica, *Typhimurium* and *Enteritidis*. *Food Control*, 27, 87-93.
16. Lubac, S., Dernburg, A., Bon, G., Chauve, C., Zenner, L. 2003. Problématique et pratiques d'élevages en poules pondeuses dans le sud-est de la France contre les nuisibles: poux rouges et mouches. In: ITAVI, INRA, AFSSA (eds) 5emes journées de la recherche avicole, Tours, France, 26–27 mars 2003, pp 101–104.

17. Magdas, C., Chirilă, N.F., Fiń, A.C., Baciú, H. 2006. Epidemiologic study of *Dermanyssus gallinae* (acari: Dermanyssidae) infestation in birds, from three localities on Cluj area. Buletin USAMV-CN., 63, 309-314.
18. Marangi, M., Morelli, V., Pati, S., Camarda, A., Cafiero, MA., Giangaspero, A. 2012. Acaricide residues in laying hens naturally infested by red mite *Dermanyssus gallinae*. Plosone, 7, issue 2, e31795.
19. Mezouane. 2010. "Crise Avicole, Diagnostic et Mesures À Prendre." In *1er Symposium National Des Sciences Avicoles, Université de Batna*.
20. Mul MF, Niekerk TGCM van, Reuvekamp BFJ, Emous RA van. 2010. *Dermanyssus gallinae* in dutch poultry farms: results of a questionnaire on severity, control treatments, cleaning, and biosecurity. Trends in Acarology: Proceedings of the 12th International Congress.
21. Nordenfors, H., Hoglund, J., Uggla, A. 1999. Effects of temperature and humidity on oviposition, moulting and longevity of *Dermanyssus gallinae*. Journal of Medical Entomology, 1999,36, 68–72.
22. Othman R.A., Abdallah J.M., Abo-Omar, J. 2012. Prevalence of the red mite (*Dermanyssus gallinae*) in layer flocks in four districts in northern west bank. Palestine open journal of animal sciences, 2, 106-109.
23. Pritchard, J., Kustera, T., Sparagano, O.A.E., Tomley, F. 2015. Understanding the biology and control of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. Avian Pathology, 44, 143–153.
24. Schulz, J., Berk, J., Suhl, J., Schrader, L., Kaufhold, S., Mewis, I., Hafez, M.H., Ulrichs, C. 2014. Characterization, mode of action, and efficacy of twelve silica-based acaricides against poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) in vitro. Parasitology Research, 113(9), 3167-75.
25. Sparagano, O.A.E., George, D.R., Harrington, D.W.J., Giangaspero, A. 2014. Significance and control of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. Annual review of Entomology, 59, 466-447.
26. Sparagano, O.A.E., Pavlitevít, A., Murano, T., Camarda, A., Sahibi, H., Kilpinen, O., Monique, M., Van Emous, R., Le Bouquin, S., Hoel, K., Cawero, A.M. 2009. Prevalence and key figures for the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* infections in poultry farm systems. Experimental and applied acarology, 48, 3–10.
27. Valiente Moro, C., Chauve, C., Zenner, L. 2007. Experimental infection of Salmonella Enteritidis by the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. Veterinary parasitology, 146, 329–336.
28. Van Emous, R. A., Fiks-Van Niekerk, T.G.C.M., Mul, M.F. 2006. € 11 million damage for the sector: enquiry into the cost of mites to the poultry industry. De pluimveehouderij, 35:8-9.
29. Wang, F. F., Wang, M., Xu, F.R., Liang, D.M., Pan, B. 2010. Survey of prevalence and control of ectoparasites in caged poultry in china. Veterinary record, 167,934-937.
30. Yakhchali, M., Rasouli, S., Alborzi, E. 2013. Prevalence and body distribution of the poultry red mite in layer farms from Markazi province of Iran. Iranian journal of veterinary research, 14, 72-74.