

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

**MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTEFIQUE**

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE-ALGER-

المدرسة الوطنية العليا للبيطرة- الجزائر-

**PROJET DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION
DU DIPLOME DE DOCTEUR VETERINAIRE**

THEME :

**Le pou rouge *Dermanyssus gallinae*
en élevage de poules pondeuses**

Présenté par : KLIKHA ABDENOUR

KHOUALED YASSINE

Soutenu le : 28/06/2009

Le jury :

Président : Mme TEMIM KESSACI S.

Maitre de conférence

Promoteur : M. GOUCEM R.

Maitre assistant classe A

Examinatrice : Mme HADDADJ F.

Maitre assistante classe A

Examinatrice : Mme REMAS K.

Maitre assistante classe A

Année universitaire : 2008/2009

REMERCIEMENTS

Au terme de ce travail, nous remercions Dieu le tout puissant de nous avoir donné le courage, la patience et la santé afin d'achever ce modeste travail dans les meilleures conditions.

Le présent travail n'aurait pu être réalisé sans l'aide et l'orientation prodiguées par M. Goucem, auquel nous adressons tous nos remerciements. A cet effet, nous tenons à souligner la richesse de ses conseils et de ses recommandations, joignant harmonie et rigueur scientifique.

Nous exprimons notre vive gratitude à Mme Temim, pour l'honneur qu'elle nous fait en présidant le jury.

Nos sincères remerciements sont destinés également à Madame Haddadj et Mme Remas., pour avoir accepté de juger ce modeste travail.

En fin, tous ceux qui nous ont aidés de près ou de loin, que ce soit par leur amitié, leurs conseils ou leur soutien moral, trouveront dans ces quelques lignes l'expression de nos remerciements les plus vifs.

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail :

A mes parents qui ont consenti d'énormes sacrifices pour me voir réussir, pour l'enseignement de la vie et pour l'éducation qu'ils m'ont donnée et tous les conseils et encouragements qu'ils n'ont cessé de me prodiguer durant mes études.

A mes chers frères et sœurs.

A toute ma famille, du plus petit au plus grand.

A mes camarades de promotion 2009 que j'apprécie.

A tous mes copains de la résidence universitaire Bouraoui Amar qui m'ont ouvert leur cœur.

A tous mes amis.

A vous tous, merci pour votre amitié.

KLIKHA ABDENOUR

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail :

*A LA MÉMOIRE DE MON GRANDS PÈRE ET GRAND MÈRE
QU'ALLAH LEURS ACCORDE SA MISÉRICORDE ET LEURS
RÉSERVE UNE PLACE EN SON VASTE PARADIS.*

*A MA TRÈS CHÈRE MÈRE, MON TRÈS CHER PÈRE, MON
GRAND PÈRE ET GRAND MÈRE QUI M'ONT DONNÉ LE
MEILLEUR D'ELLES-MÊMES POUR MON ÉDUCATION MAIS
AUSSI POUR LEUR PRÉCIEUX SOUTIEN DURANT TOUTE MA
VIE.*

A MES CHÈRES SŒURS, FRÈRES, ONCLES, TANTES

A TOUTE MA FAMILLE.

*A : Zak, Nounou 44, Aek44, Belkacem, Chafique mélinium, Abed
Boualem, Zawali, mofti eddiar Bouroui Soualmi, Djander khaii,
Essaleh 28, Errachid Hidaoa, Faouzi siber, Ibrahim service audio
visuelle, mahdi 48, Khaled tiarti, abdellah kadi, Maamar elkathfi,
Erezki politecien, Belabdia, Achacha, Bouganous, Chawki Kasmi,
Hamid bibliotheque, Imad liman, Chou, moustapha kerdjadj,
Fooodhil, foad, Yasser Arafat, **HAMZA IKKACHE NSSIBI**, Saber ynaI...etc.*

A tous mes amis surtout les Ambassades 'H' avec qui j'ai passé d'inoubliables moments.

YASSINE

SOMMAIRE

Introduction	1
Chapitre I : Partie bibliographique	2
1. Arthropodes	2
1.1. Arachnidés	3
1.2. Acariens	4
1.2.1. Morphologie	4
1.2.2. Systématique	6
2. Acariens méso­stigmatés ou gamasides des volailles	8
2.1. Morphologie	8
2.2. Systématique	10
2.2.1. Macronyssidae	10
2.2.2. Rhinonyssidae	11
2.2.3. Dermanyssidae	11
3. Biologie et morphologie	12
3.1. Biologie	12
3.1.1. Systématique	12
3.1.2. Habitat	12
3.1.3. Nutrition	13
3.1.4. Cycle évolutif	13
3.1.4.1. Pré-oviposition	14
3.1.4.2. Oviposition	14
3.1.4.3. Œuf	15
3.1.4.4. Larve	15
3.1.4.5. Protonympe	15
3.1.4.6. Deutonympe	15
3.1.4.7. Durée totale de cycle	15
3.1.5. Description du parasite	16
3.1.6. Risque de confusion avec d'autres parasites	18
4. Données épidémiologique	21
4.1. Espèces atteintes	21
4.2. Types d'élevages infestés	21
4.3. Facteurs favorisant le maintien du pou	21
4.4. Longévité de <i>D. gallinae</i>	21

4.5. Contamination des élevages	22
5. Rôle pathogène	22
5.1. Rôle pathogène chez les oiseaux	22
5.1.1. Rôle pathogène directe	22
5.1.2. Rôle pathogène indirect	23
5.1.2.1. Salmonelloses	23
5.1.2.2. Viroses	24
5.1.2.2.1. Virus de l'encéphalite de St Louis	24
5.1.2.2.2. Virus de New Castle	24
5.1.2.2.3. Virus de la variole aviaire	24
5.1.2.3. Spirochétoses	24
5.1.2.4. Pasteurelloses	24
5.2. Rôle pathogène chez les autres animaux	24
5.2.1. Rôle pathogène directe	24
5.2.2. Rôle pathogène indirecte	25
5.2.2.1. Transmission de virus de l'encéphalomyélite équine du Venezuela	25
5.2.2.2. Transmission de virus de l'encéphalomyélite équine de l'Est	25
5.3. Rôle pathogène chez l'homme	25
6. Contrôle et méthodes de luttés	25
6.1. Contrôle de l'extension de l'infestation	25
6.1.1. Méthode de piégeage	25
6.1.2. Examen des fientes	27
6.2. Contrôle de l'environnement	27
6.3. Programme lumineux	28
6.4. Contrôle chimique	26
6.4.1. Acaricides utilisés	26
6.4.2. Synergie	30
6.4.3. Lactones macrocycliques: Avermectines	30
6.5. Traitement systémique	31
6.6. Utilisation de régulateurs de croissance	31
6.6.1. Hormones de croissance et de mue	31
6.6.2. Analogues d'hormones	32
6.6.3. Antihormones	32
6.6.4. Inhibiteurs de chitine	32
Chapitre II : Partie expérimentale	33

1. Objectif	33
2. Matériels et méthodes	33
2.1. Zone d'étude	33
2.1.1. Situation géographique	33
2.1.2. Climat	33
2.2. Elevages étudiés	34
2.3. Méthodes de piégeage	35
2.4. Examen des fientes	36
3. Résultat et discussion	36
4. Conclusion	38

Liste des tableaux

Tableau N° I : Classification des Arthropodes	03
Tableau n°II : Systématique des principaux ordres d'Acariens ayant une importance médicale et vétérinaire	07
Tableau N°III : Toxicité comparée de carbamates, d'organophosphorés et de pyréthroïdes in vitro	29
Tableau N°IV : Description des bâtiments d'élevages	34

Liste des schémas

Schéma°01 : Diagnose de <i>Dermanyssus gallinae</i>	19
-----------------------------------------------------------	----

Liste des photos

Photo 1 : Poulailier vu de l'extérieur	34
Photo 2 : Poulailier, vue intérieure	35
Photo 3 et 4 : Pièges utilisés	35
Photo 5 et 6 : Pièges placés dans les nids	36

LISTE DES FIGURES

Figure N°01 :	Morphologie générale schématique d'un acarien.	05
Figure N°02 :	Les parties du corps d'un acarien.	05
Figure N°03 :	Exemple d'infestation d'une surface par le pou rouge.	12
Figure N° 04	Cycle biologique de <i>D. gallinae</i>	14
Figure N°05 :	A= Face dorsale de <i>Dermanyssus gallinae</i>	17
	B=Face ventrale de <i>Dermanyssus gallinae</i>	
Figure N°06 :	A= Face ventrale de <i>Dermanyssus gallinae</i>	18
	. B=Face dorsale de <i>Dermanyssus gallinae</i>	
Figure N°07 :	piège envahi par des poux rouges.	26
Figure N°08 :	piège ouvert envahi par des poux rouges.	26
Figure N°09 :	Piège en feuille de bristole ouvert avec agrégation de <i>Dermanyssus galliane</i> ...	27
Figure N°10 :	Piège permettant la récolte des acariens.	27

Introduction

Les activités actuelles de production de volaille utilisent des systèmes entièrement intégrés. Afin de réaliser cela, les oiseaux doivent résider dans un environnement artificiel et en grande partie surveillé. En conséquence, l'écologie des parasites est rattachée à l'environnement synthétique dans lequel ils existent à proximité des poules. Par conséquent, le changement de cet environnement, qui affecte les arthropodes, peut être soit avantageux soit nuisible. Sachant que les équipements et les techniques pour la production moderne de volailles sont fondamentalement très semblables dans le monde entier, à l'exclusion de la variabilité climatique et géographique, les conditions pour le développement des arthropodes sont idéales dans tous les pays. Un certain nombre d'espèces d'ectoparasites habitent les logements de volaille, dont les poux rouges (*Dermanyssus gallinae*) sont considérés économiquement comme les plus délétères.

Dermanyssus gallinae est le parasite externe le plus important pour toute la filière des poules pondeuses. S'il affecte surtout ces dernières, il peut aussi toucher toutes les autres productions : le poulet de chair, mais également la dinde, le pigeon et diverses autres espèces d'oiseaux domestiques ou sauvages. L'impact économique de ce parasite est très élevé. Dans la production commerciale d'œufs, les acarides rouges constituent un problème sérieux, non seulement comme vecteur potentiel de plusieurs agents pathogènes mais, d'une manière primordiale, il est lié au rôle pathogène direct avec des taux de mortalité et une chute de ponte.

La prévalence réelle des infestations en Algérie n'est pas connue, les données publiées sont peu nombreuses. On admet que *Dermanyssus gallinae* est répandu dans tout le pays. Sa confusion avec divers ectoparasites est possible quoique ceux-ci soient des insectes et parasites permanents, jour et nuit, à la différence de *Dermanyssus gallinae* qui se nourrit du sang des oiseaux seulement pendant la nuit.

Notre travail a pour objectif de combler un tant soit peu cette lacune, en apportant une contribution à la connaissance de ce parasite et en étudiant sa prévalence au sein de nos élevages.

Partie bibliographique

1. Arthropodes

D'un point de vue morphologique, les Arthropodes sont essentiellement caractérisés par la présence d'une cuticule, au moins à l'état adulte, qui revêt tout l'extérieur de l'animal, lui tenant lieu de squelette. Cette cuticule, constituée de couches alternées de chitine (acétate d'un polysaccharide) et d'arthropodine (protéine hydrosoluble) est rigide sauf au niveau des membranes articulaires où elle devient une fine couche chitineuse gardant sa souplesse. La présence de ces membranes articulaires assure la mobilité des différents segments du corps et des divers segments des appendices pièces buccales, pattes locomotrices ou préhensiles, gonopodes.

L'existence de ce squelette externe rigide implique également une croissance discontinue qui s'effectue par mues successives.

Primitivement, le corps des Arthropodes est constitué d'une série de segments relativement semblables, les métamères. Ces métamères sont regroupés en régions (tagma) ; ces regroupements ne sont pas effectués de façon uniforme dans toutes les classes d'Arthropodes. Chez les Insectes, on distingue la tête, le thorax et l'abdomen, chez les Crustacés le céphalon, le péron et le pléon et chez les Chélicérates qui ne présentent jamais de région céphalique individualisée, le prosoma et l'opisthosoma.

De même, les appendices des métamères peuvent présenter des modifications évolutives marquées, perdre leur fonction ambulatoire et acquérir des fonctions sensorielles, masticatrices ou de préhension au niveau le plus antérieur ou des fonctions de reproduction au niveau postérieur.

La grande diversité dans les structures morphologiques des arthropodes a conduit à de nombreux systèmes de classification. En ce qui nous concerne, nous adopterons la classification schématisée ci-dessous.

Tableau N° I : Classification des Arthropodes (Rodharn et Ferez, 1985)

	Sous-embranchement	Classe
Proarthropodes	Trilobitomorphes	Trilobites
Euarthropodes	Chelicerates	Merostomes
		Arachnides
		Pantopodes
	Mandibulates	Crustaces
		Myriapodes
		Insectes
Pararthropodes	Onychophores	
	Tardigrades	
	Pentastomes	

1.1. Arachnidés

Chez les arachnides, qui font partie du sous-embranchement des Chélicérates, le corps est divisé en céphalothorax (prosoma) et abdomen (opisthosoma). Si chez les Scorpions et les Araignées cette séparation demeure, chez les Acariens le prosoma et l'opisthosoma ont fusionné pour former une structure plus ou moins ovale appelée idiosome ; seul se détache à l'avant de cette structure le rostre ou gnathosome.

Les adultes des arachnides ont quatre paires de pattes (sauf Eriophyides), sont dépourvus d'ailes et d'antennes et les yeux, lorsqu'ils sont présents, sont toujours du type simple.

Les pièces buccales sont constituées par des chélicères adaptées à percer, dilacérer ou piquer les tissus et des pédipalpes à rôle sensoriel. Dans certaines sous-classes, notamment les tiques mais également un certain nombre d'acariens, existe une troisième pièce : l'hypostome.

Les pattes sont formées de 6 segments ; la patelle située entre le fémur et le tibia représente le segment supplémentaire par rapport aux pattes des Insectes : coxae, trochanter, fémur, patelle, tibia, tarse.

L'oviparité est la règle chez les Arachnides, sauf chez les scorpions et quelques Acariens (Pyemotes) qui sont vivipares. Les individus qui sortent de l'œuf ont, en principe, la forme générale des adultes bien que pour certains le nombre de pattes varie (3 paires chez les larves d'acariens). La longévité est remarquable : 10 ans et plus pour certaines tiques.

1.2. Acariens

Cette sous-classe constitue un groupe très hétérogène réunissant des Arachnides dont l'évolution a altéré la métamérie et qui possèdent un nombre de pattes variant de 6 chez les larves à 8 chez les nymphes et adultes. Ils sont en général de petite taille (0,1 à 10 mm) à l'exception des tiques.

1.2.1. Morphologie

Les divisions dans le corps d'un Acarien typique sont :

- ❖ Le gnathosome (capitulum des tiques) porte les pièces buccales. Les pièces buccales se composent fondamentalement de 3 parties :
 - Basis capituli : pièce impaire plus ou moins développée chez la plupart des Acariens ; elle prend chez les tiques une importance particulière avec l'apparition de dents en face ventrale.
 - Les chélicères (pièces dorsales paires) ont une morphologie qui varie beaucoup ; selon les groupes elles sont terminées par des griffes, des pinces ou modifiées en organe vulnérant.
 - Les palpes (disposées latéralement) sont essentiellement des organes sensoriels quoique chez certaines espèces ils peuvent participer à la capture des proies. Ils ont en général une segmentation bien visible qui peut dans certains cas leur donner des allures de pattes.
- ❖ L'idiosome de forme sacculaire dont la région antérieure, où s'insèrent les pattes, est désignée par le terme de podosome et la région postérieure par celui d'opisthosome

L'idiosome porte dorsalement une plaque (scutum) dont la taille et la forme varient très largement. Ventralement s'insèrent les pattes formées le plus souvent de 6 articles (coxae, trochanter, fémur, patelle, tibia, tarse), mais le nombre peut être réduit par fusion ou augmenté lorsque les tarsi comportent plusieurs articles. Les coxae s'articulent sur le tégument de l'idiosome (podosome) ou sur des plaques appelées épimères ; souvent, elles sont immobiles, car soudées au corps. Ventralement encore s'ouvrent l'orifice génital, toujours au niveau des pattes II et IV, et l'orifice anal plus postérieur. Les stigmates (ouvertures des trachées) sont latéraux, exceptionnellement dorsaux.

La morphologie générale, ainsi que les grandes divisions du corps d'un acarien est résumée dans les deux figures suivantes :

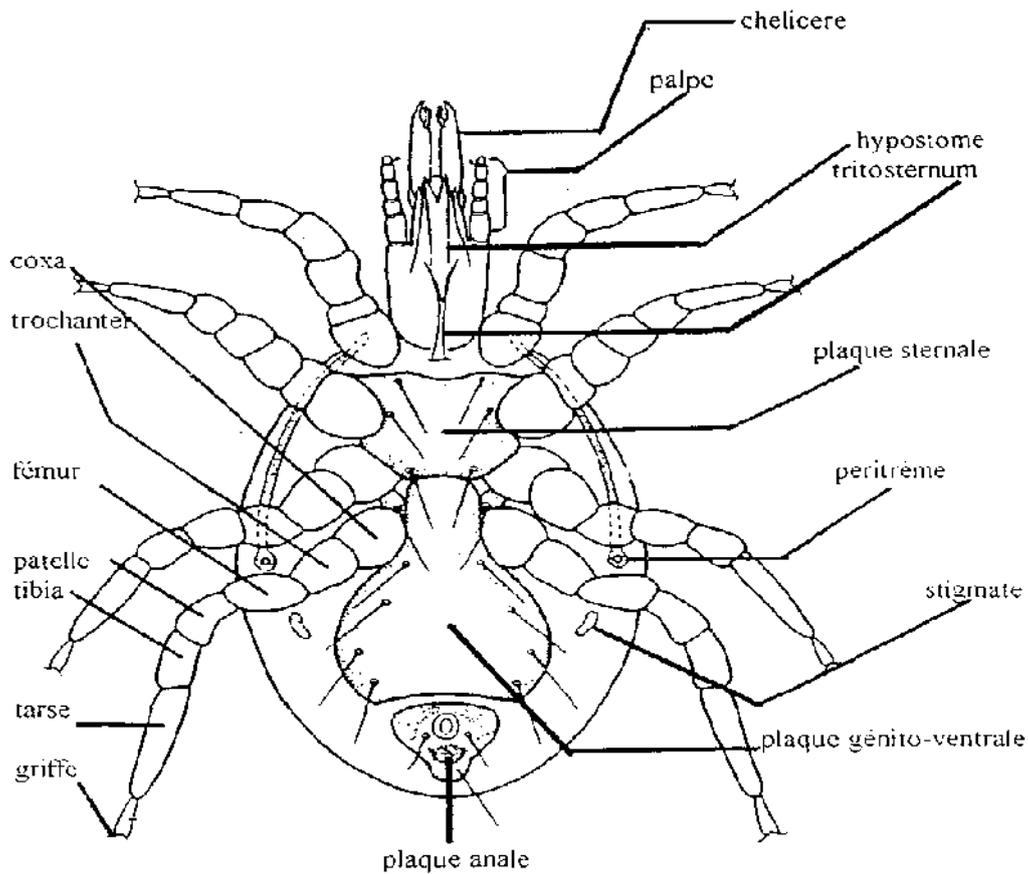


Figure N°1 : Morphologie générale schématique d'un acarien (Axtell et Arends, 1990).

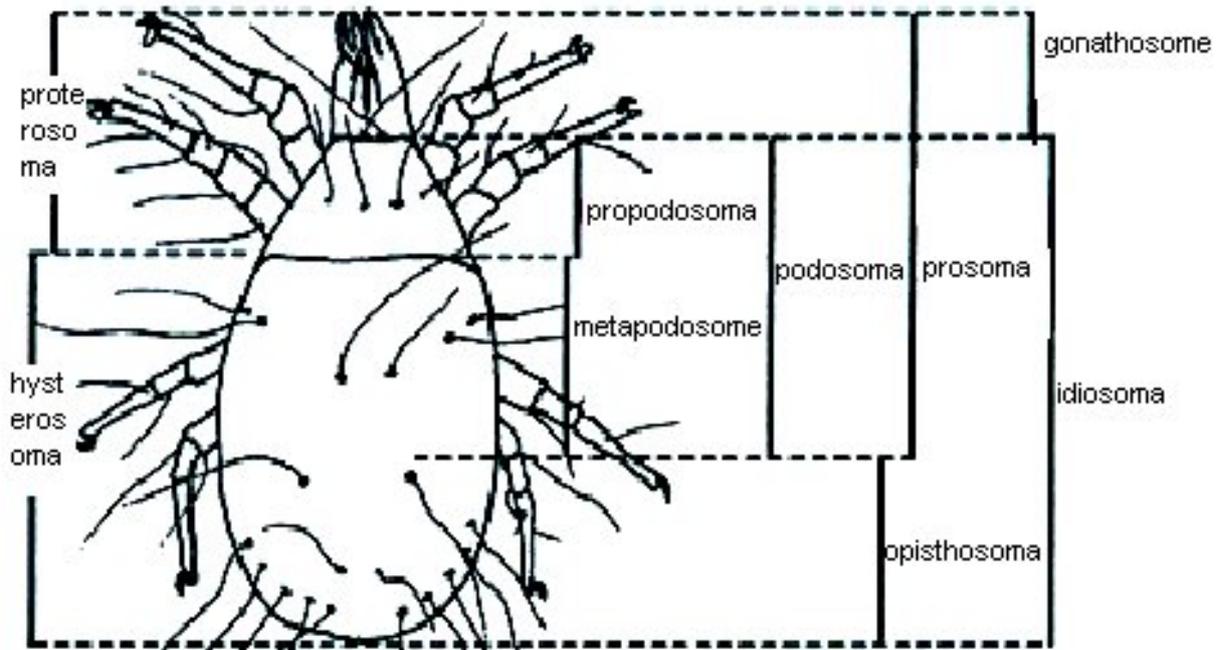


Figure N°2 : Les parties du corps d'un acarien (Bussiéras et Chermette., 1991)

1.2.2. Systématique

La séparation entre les grands ordres d'acariens se fait sur la position de leurs stigmates

Notostigmates : stigmates placés sur la face dorsale

Tétrastigmates : stigmates situés de telle sorte qu'ils donnent une quadruple ouverture

Mésostigmates : stigmates situés en position médiane

Métastigmates : stigmates situés en arrière de la quatrième paire de pattes

Prostigmates : stigmates en position très antérieure

Cryptostigmates : stigmates cachés

Astigmates : stigmates absents

(Rodharn et Ferez 1985)

Cependant, cette classification, qui paraît simple, s'avère d'utilisation plus délicate du fait de la difficulté fréquente à repérer les stigmates dans certains groupes. Une clé plus sommaire, faisant intervenir des caractères plus aisés d'utilisation, permet de classer les principaux ordres d'acariens ayant une importance médicale et vétérinaire et renfermant des espèces parasites qui sont illustrés dans le tableaux N°II.

Tableau n°II : Systématique des principaux ordres d'Acariens ayant une importance médicale et vétérinaire (Rodharn et Ferez 1985)

Systématique	Ordre	Systsimplifiée
<p>1 - Hypostome formé de plusieurs rangées de dents nettes, dirigées vers l'arrière. Stigmate entouré d'une plaque située en arrière de la coxae de la 4^{ème} paire de pattes. Présence d'un organe de Haller sur le tarse de la patte 1. Taille supérieure à 5 mm.</p> <p>[Hypostome plus ou moins rudimentaire, ne formant pas un vrai rostre denticulé. Stigmates absents ou peu visibles. Taille variant de 1 à 2 mm, parfois moins.] [] Caractères imaginaires</p>	Metastigmates ou tiques	Stigmates situés en arrière de la quatrième paire de pattes
<p>2 - Chélicères terminés par des pinces. Stigmates situés entre les pattes 3 et 4 et associés à un périmètre (+) dirigé vers l'avant (sauf chez les formes parasites des voies respiratoires).</p> <p>[Chélicères différents. Stigmates absents ou, s'ils sont présents, toujours situés très antérieurement.]</p>	Mesostigmates ou gamasides	Stigmates situés en position médiane
<p>3 - Chélicères en stylets. Stigmates nettement antérieurs, avec ou sans péritrèmes (les Demodex sont dépourvus de stigmates). Tarses terminés par 2 griffes.</p>	Prostigmates ou trombidides	Stigmates en position antérieure
<p>4- Chélicères courts et larges en forme de pince forte. Tégument peu chitinisé. Coxae en fins sclérites (épimères). Tarses terminés par une ventouse ou par une griffe toujours unique.</p> <p>(+) Péritrème : enfoncement cuticulaire qui s'organise autour de l'ouverture stigmatique où viennent déboucher les trachées.</p>	Astigmates ou Sarcoptides	Stigmates absents

Les principales familles d'acariens d'importance médicale et vétérinaire sont (Rodharn et Ferez 1985)

Notostigmates : Aucune famille d'importance médicale

Tetrastigmates : Aucune famille d'importance médicale

Mesostigmates (dont 16 familles parasites) :

Laelaptidae (oiseaux et mammifères), Macronyssidae (oiseaux et mammifères) Dermanyssidae (oiseaux et rongeurs), Rhinonyssidae (fosses nasales oiseaux) agents de la dermatite accidentelle humaine, Halarachnidae (voies respiratoires primates, rongeurs et pinnipèdes)

Metastigmates, 3 familles parasites :

Ixodidae, Argasidae, Nuttalliellidae

Prostigmates (dont 12 familles parasites) :

Trombiculidae (vertébrés et homme), Demodecidae (follicules pileux), Psorergatidae Myoïidae (mammifères), Cheyletidae (mammifères et oiseaux), Pyemotidae (larves d'insectes et accidentellement homme), Ereyneidae (voies respiratoires oiseaux, mammifères et batraciens)

Cryptostigmates : Aucune famille d'importance médicale

Astigmates (dont 30 familles parasites) :

Acaridae Glycyphagidae (dennatites de contact chez l'homme), Pyroglyphidae (asthme des poussières), Listrophoridae Myocoptidae (pilicoles des mammifères), Psoroptidae Psoralgidae Sarcoptidae (mammifères), Knemidokoptidae (oiseaux), Anotidae (conduit auditif)

Tous les Acariens piqueurs, de régime hématophage, y compris les tiques, sont des parasites qui vivent fondamentalement aux dépens des animaux. Le parasitisme aux dépens de l'homme n'est qu'accidentel. Hormis les tiques, ils appartiennent tous à l'ordre de Mésostégnates ou Gamasides.

2. Acariens mésostigmates ou gamasides des volailles

Dans cet ordre, regroupant 50 familles, il existe des espèces permettant d'illustrer tous les stades allant des organismes libres aux parasites obligatoires.

2.1. Morphologie

Les principales caractéristiques morphologiques de cet ordre sont :

Présence de stigmates localisés dorso-latéralement dans la région des coxae III et IV et associés à un pérित्रème : long sillon cuticulaire étroit dirigé vers l'avant. Le gnathosome est en fait un tube au travers duquel le fluide passe pour atteindre l'œsophage.

La base appelée basis capituli porte une paire de palpes, les chélicères et se prolonge médialement par l'hypostome sur la face ventrale et l'épistome sur la face dorsale.

Ventralement, le basis capituli est formé par la fusion des coxae des palpes. Au niveau de la ligne médiane ventrale, il y a un deutosternum peu profond et marqué par une série de rangs transverses de denticules. Le nombre des denticules par rang a tendance à diminuer chez les espèces parasites, souvent il n'en reste qu'une.

L'épistome, chez les parasites obligatoires comme *Dermanyssus*, se continue dans la région antérieure par une structure triangulaire ou arrondie qui se termine en pointe.

L'hypostome, situé ventralement, porte sur son bord antérieur deux paires de structures : les "corniculi" et, entre elles, les "internal malae". Chez les espèces non parasites, la forme des "corniculi" est celle de cornes et les "internal malae" sont libres tandis que chez les espèces parasites obligatoires l'hypostome est allongé et ces deux structures demeurées membraneuses forment une dépression préorale.

Les palpes sont constituées de 5 segments libres ; le dernier appelé tarse porte à la base une structure qui ressemble à des griffes : l'apotele.

Les Chélicères et le système de gaines où elles peuvent se rétracter sont inclus dans le basis capituli. Elles sont segmentées en 3 : Le segment basal court suivi par le second de longueur variable et qui supporte distalement le troisième segment mobile.

La présence et la disposition des plaques sclérotiques localisées dorsalement et ventralement interviennent dans la différenciation des espèces. Le plus souvent il y a une grande plaque sclérotique dorsale et une série de petites plaques au niveau de la ligne médiane de la face ventrale.

Les principales plaques ventrales impaires sont :

- La plaque sternale située au niveau des deuxième et troisième paires de pattes. -la plaque génitale dont le bord antérieur recouvre l'orifice génital.
- La plaque ventrale qui fusionne fréquemment avec la plaque génitale ou la plaque anale.
- La plaque anale qui entoure l'anus.

La distribution des soies sur le corps peut également servir à l'identification des espèces. Sur la face ventrale, il y a 3 paires de soies sur l'hypostome, 1 paire sur le basis capituli, 3 paires sur la plaque sternale et généralement 1 paire en arrière de la plaque sternale, une paire sur la plaque génitale et 3 soies sur la plaque anale, une de chaque côté de l'anus et une dans la région postérieure de la plaque

Les tarsi des pattes supportent l'appareil ambulateur constitué d'un "pulvillus" souvent profondément incisé et d'une paire de griffes bien développées. Les pattes antérieures ne sont pas entièrement destinées à la marche et servent généralement d'organes sensoriels, elles sont donc souvent différentes des autres pattes destinées uniquement à la marche.

2.2. Systématique

Parmi les 50 familles que contient cet ordre, les familles des parasites sont au nombre de 16. Parmi ces familles des parasites. Les familles présentant un intérêt médical et vétérinaire chez les Mammifères et oiseaux sont les Dermanyssidae, les Macronyssidae et les laelaptidae : acariens piqueurs de régime hématophage, parasites semi-permanents, c'est-à-dire vivant au contact de l'hôte, en général dans la litière, mais n'étant sur l'hôte que pour prendre les repas et les Rhinonyssidae et les Halarachnidae endoparasites des voies respiratoires respectivement des oiseaux et des mammifères.

Les Dermanyssidae, parasites des oiseaux et rongeurs avec les genres *Dermanyssides* et *Liponyssoides*.

Les Macronyssidae, parasite des oiseaux, rongeurs, chiroptères et reptiles avec les genres *Macronyssus*, *Ornithonyssus*, *Ophionyssus*, *Hirstionyssus*, *Pellonyssus* et *Steatonyssus*.

Les Laelaptidae, parasites des rongeurs, chiroptères, insectivores et oiseaux avec les genres *Laelaps*, *Eulaelaps*, *Echidnolaelaps*, *Androlaelaps* et *Haemogamasus*.

Les Rhinonyssidae, parasites des fosses nasales des oiseaux avec le genre *Sternostoma*.

Les Halarachnidae, parasites des voies respiratoires des Primates, des rongeurs et des pinnipèdes avec les genres *Pneumonyssus*, *Halarachne*.

D'après Précis d'Entomologie Médicale et Vétérinaire

2.2.1. Macronyssidae

Les espèces de la famille Macronyssidae sont des parasites des oiseaux et les mammifères. Elles prennent leurs repas seulement dans les étapes de protonympe et adulte. Seulement un genre

d'intérêt vétérinaire *Ornithonyssus*, Les espèces de ce genre sont des ectoparasites des oiseaux. Les espèces d'un deuxième genre, *Ophionyssus*, sont des ectoparasites des reptiles (Wall & Shearer., 2001).

2.2.2. Rhinonyssidae

La plupart des espèces de la famille Rhinonyssidae sont des parasites du naso-pharynx des oiseaux. L'espèce d'intérêt vétérinaire est *Stemosioma tracheacolum*. C'est un acaride jaunâtres, environ 0.5 millimètre de longueur, habituellement trouvé dans les trachées, les sacs aériens et les bronches. Les femelles pondent ses œufs dans le poumon de l'hôte. Les larves muent sans alimentation. L'infestation peut avoir comme conséquence des lésions inflammatoires, des aérosacculite et des hémorragies bronchique. Les oiseaux peuvent devenir indifférents, et meurent (Wall & Shearer., 2001).

2.2.3. Dermanyssidae

Cette famille est constituée d'ectoparasites hématophages des oiseaux et des mammifères. Les adultes ont une taille variant entre 750 et 1000 µm, gris avant le repas de sang, ils passent par des couleurs allant du rouge vif au rouge foncé après le repas et au cours de sa digestion.

Les chélicères sont chélatés et les doigts sont faiblement dentelés. Chez les nymphes et les femelles, le deuxième segment des chélicères est considérablement allongé donnant à celles-ci un aspect de stylet. Chez les mâles, le second segment est de longueur normale et un long spermadactyle rainure a fusionné avec le segment mobile qui est considérablement plus long que la partie fixe des chélicères.

Les "corniculi" sont membraneux et il y a neuf ou plus de neuf denticules par rang au niveau de deutosternum.

Deux espèces présentent une importance médicale et vétérinaire :

Dermanyssus gallinae (*D. gallinae*) *Liponyssoides sanguineus*. (*L. sanguineus*)

3. Biologie et morphologie

3.1. Biologie

3.1.1. Taxonomie

Reigne : Arthropodes

Embranchement : Euarthropodes

Sous-embranchement : Chélicérates

Classe : Arachnides

Sous-classe : Acariens

Ordres : Mésostigmates

Famille : Dermanyssidae

Genres : Dermanyssidés

Espèce : *Dermanyssus gallinae*

3.1.2. Habitat

Les poux rouges se logent dans des abris variés et souvent difficiles d'accès, notamment pour les substances acaricides éventuellement utilisées : Sous des fientes sèches, dans des amas de plumes ou de duvet, dans les fissures des murs, dans les interstices (figure N°3) situés entre divers constituants des structures d'élevage, notamment les petits éléments métalliques ou en matière plastique qui servent à unir les barreaux des cages en batterie, des perchoirs, pondoirs et/ou caillebotis au sol. La distribution de l'acarien est en outre variable d'un élevage, voire d'un bâtiment à l'autre.



Figure N°03 : Exemple d'infestation d'une surface par le pou rouge (Solvay)

3.1.3. Nutrition

D. gallinae est un parasite nidicole qui se nourrit de sang d'oiseau et qui ne réside sur son hôte que le temps du repas. Il prend généralement ses repas la nuit ou dans l'obscurité, mais il peut également se nourrir dans la journée s'il a jeûné pendant plusieurs jours (Sikes et Chamberlain, 1954). En l'absence de tout hôte, *D. gallinae* peut survivre plusieurs mois. Sa résistance au jeûne est fonction de son stade de développement, mais aussi de la température et de l'hygrométrie relative. Les protonymphes et les deutonymphes, les mâles adultes et les femelles non encore gorgées peuvent survivre sans nourriture pendant plusieurs mois (huit ou neuf mois pour les deutonymphes selon certains auteurs). La prise du premier repas de sang nécessaire à la maturation des œufs raccourcit la longévité des femelles. Toutefois, celles qui se nourrissent et pondent sans interruption semblent vivre plus longtemps que celles qui, après un premier cycle gonotrophique, se trouvent privées de nourriture et ne peuvent pas enchaîner un deuxième cycle.

3.1.4. Cycle évolutif

Les premières études de laboratoire sur le cycle de vie de *D. gallinae* ont été effectuées par Wood (1917). Plus tard, Wisseman et Sulkin (1947) ont observé les femelles adultes maintenues à la température ambiante et à l'hygrométrie de 70%, et ont conclu que le cycle pourrait être accompli en 7 jours. Dans une étude semblable, Sikes et Chamberlain (1954) ont observé qu'entre 26,6 et 28,3°C et à humidité 60-70%, le cycle de la femelle engorgée à une nouvelle génération adulte peut être complet en 8-9 jours. Harrison (1962) a prouvé que le cycle, en conditions de laboratoire à 25°C et à humidité de 80%, peut être accompli en 7-10 jours.

Le cycle est résumé dans la figure ci-dessous :

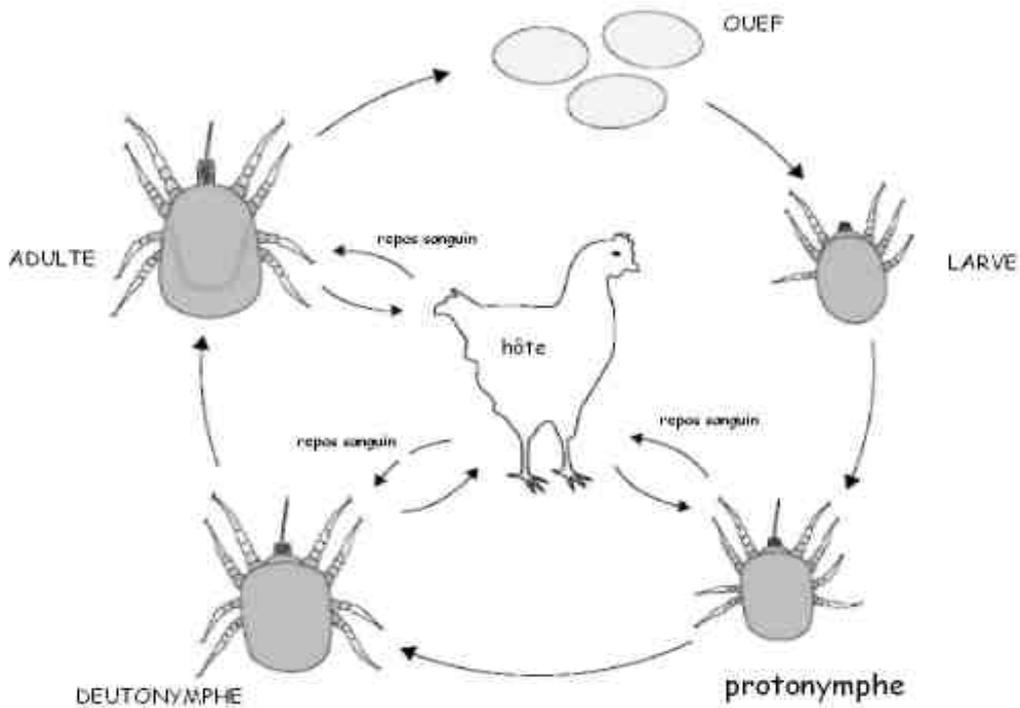


Figure N°04 : Cycle biologique de *D. gallinae* (Maurer 2006)

3.1.4.1. Pré-oviposition

Pendant cette phase se produit l'accouplement ; les femelles doivent être entièrement engorgées de sang pour pondre des œufs (Oliver, 1966)

A 15°C, la pré-oviposition se produit en 86,74 h (Tucci et al, 2008). Au-dessus de 20°C, la grande majorité des femelles commencent à pondre des œufs à moins de 24 h après un repas sanguin (Sikes et Chamberlain, 1954 ; Harrison, 1962 ; Hamann, 1990 ; Tucci et Guimarães, 1998 ; Nordenfors et al, 1999 ; Tucci et al, 2008).

3.1.4.2. Oviposition

L'oviposition est maintenue jusqu'à ce que tout le sang ingéré (couleur rouge) soit digéré, finissant quand les acarides sont devenus gris.

A des basses températures (5°C) et à humidité de 29%, l'oviposition commence à moins de 24 h après un repas sanguin et dure en moyenne 28,2 jours (Nordenfors et al, 1999). La période maximum d'oviposition est de 216 h (9 jours) à 15°C. Les femelles à cette température ont également pris plus longtemps pour digérer le sang, maintenant la couleur rougeâtre (Tucci et al, 2008).

La période d'oviposition n'est pas influencée par l'humidité : il n'y a pas de différence significative dans la période d'oviposition pour des femelles maintenues à humidité de 30, de 45, de 70, et de 90% (Tucci et al, 2008)

Une fois qu'une femelle commence à pondre des œufs, elle continue pendant toute sa vie, et le nombre d'œufs produits augmente après chaque repas jusqu'à ce qu'il atteigne un seuil. Il diminue après les repas suivants (Oliver, 1966)

3.1.4.3. Œuf

La durée de l'étape d'œufs est sensiblement différente en fonction de la température. Cependant, la viabilité des œufs est haute (93,5%), indiquant que les basses températures n'interfèrent pas leur développement. Les températures plus élevées semblent interférer le développement embryonnaire (Tucci et al, 2008).

L'œuf représente l'étape de développement d'arthropode avec la plus grande résistance aux conditions externes. Souvent les œufs ne sont pas affectés par les produits chimiques employés pour détruire le parasite car ces produits ne pénètrent pas leurs couches externes protectrices. D'une part, les œufs sont extrêmement sensibles à la dessiccation. Cette caractéristique est employée comme outil auxiliaire pour supprimer les parasites (par exemple, en exposant des vêtements à la lumière du soleil. Au cours des périodes extrêmement chaudes, les populations de *D. gallinae* peuvent diminuer ou même disparaître pendant quelque temps, en raison de la diminution de leur capacité à se reproduire.

3.1.4.4. Larve

La température la plus avantageuse pour le développement larvaire est 30°C (dure 24 h avec taux de survie de 98,57%). Le taux le plus bas de survie est à 35°C (54,97%), indiquant que cette température n'est pas favorable pour le développement larvaire (Tucci et al, 2008).

3.1.4.5. Protonymphe

Les protonymphes muent en deutonymphes plus tôt que 24 h après un repas (Wisseman et Sulkin, 1947 ; Sikes et Chamberlain, 1954 ; Harrison, 1962 ; Tucci et Guimarães, 1998 ; Tucci et al, 2008).

3.1.4.6. Deutonymphe

Les deutonymphes commencent à atteindre la maturité en 24 h (Tucci et Guimarães, 1998 ; Sikes et Chamberlain, 1954 ; Tucci et al, 2008).

3.1.4.7. Durée totale de cycle

Différentes durées totales du cycle de *D. gallinae* (de la femelle engorgée à une nouvelle génération adulte) sont observées par les auteurs :

- Wood (1917) : 8,5-10 jours
- Wisseman et Sulkin (1947) ; Hamann (1990) : 7 jours
- Sikes et Chamberlain (1954) : 8-9 jours
- Harrison (1962) : 7-10 jours
- Tucci et Guimarães (1998) : 7 et 9 jours
- Tucci et al. (2008) : 6-7 jours.

A 15°C, *D. gallinae* a besoin de 28 jours pour que le cycle soit fini. Alors que la durée de cycle la plus courte est 6 jours à 30°C. La durée de cycle de *D. gallinae* diminue considérablement à mesure que la température augmente.

La basse couvabilité des œufs à 35°C indique que, dans des périodes chaudes, les populations de *D. gallinae* peuvent diminuer ou même disparaître pendant quelque temps, en raison d'une capacité réduite à se reproduire.

Prenant en considération le temps de viabilité et d'élaboration des diverses étapes de *D. gallinae* aux différentes températures étudiées, on peut conclure que la température optimale pour le développement de *D. gallinae* est de 30°C.

3.1.5. Description du parasite

Les femelles à jeun mesurent, en moyenne, 700 µm × 380 µm, tandis que les femelles gorgées mesurent 1100 µm de long. Les mâles sont de dimensions plus réduites de quelques dizaines de micromètres.

Le tégument est faiblement chitinisé, à stries orientées de manière circumscutiforme et à nombreuses soies.

La femelle a un écusson dorsal étendu, pentagonal, portant des soies plus courtes que celles des autres parties de l'idiosoma. Sur la partie ventrale, il y a un bouclier génital, en forme de langue, et un bouclier anal trapézoïdal. L'anوس est situé à l'extrémité postérieure de ce dernier. Les pattes, dépourvues d'épimères, sont longues et terminées par un appareil ambiculaire formé d'une paire de griffes bien développées. Les membres antérieurs sont utilisés aussi comme organes sensoriels.

Le gonathostoma, ou capitulum, a la forme d'un tube au travers duquel les liquides sont absorbés et transmis vers l'œsophage. Le plafond du tube est l'épistoma, qui couvre sur la partie dorsale les chélicères. La femelle a une couleur variant du gris au rouge, selon la quantité de sang ingérée.

Le mâle a des chélicères longues plus courts, le premier segment ayant une longueur de 84 μm et le second seulement de 54 μm . Sur la partie ventrale, la base du capitulum est formée par l'union des segments coxaux élargis par des palpes. Il y a une paire de stigmates, à proximité de la coxa III (mésostigmate), entourés chacun d'un péritrème légèrement allongé vers la partie antérieure.

Des stigmates sont apparents entre la 2ème et la 3ème paire de pattes. L'hypostome est pointu et dépourvu de dent. Les pattes sont regroupées en un seul groupe antérieur. La face dorsale porte une seule plaque, avec un écusson anal triangulaire. La cuticule est transparente.

La morphologie est illustré dans ls figures 5(A et B) et 6(A et B) :

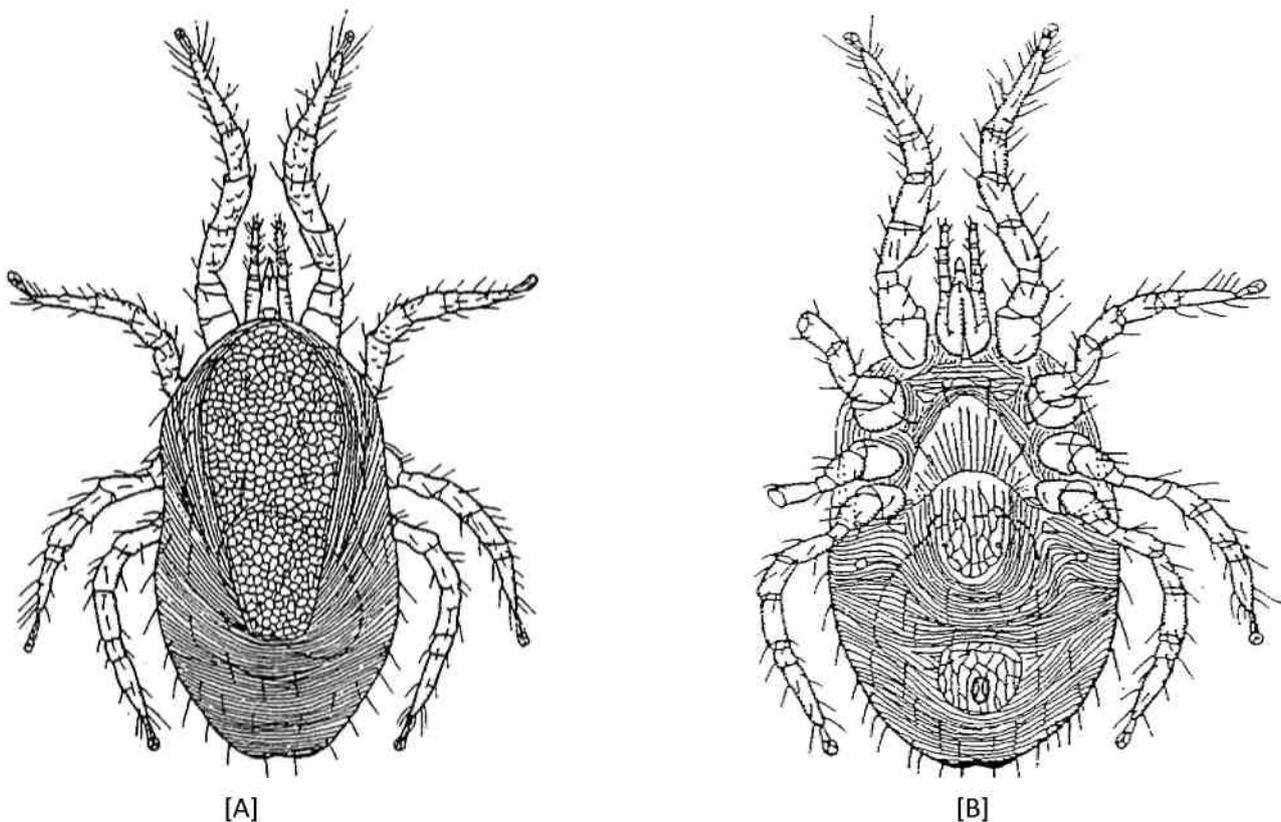


Figure N°5 : A = Face dorsale de *Dermanyssus gallinae* (KENNETH G. V. 1973)

B = Face ventrale de *Dermanyssus gallinae* (KENNETH G. V. 1973)

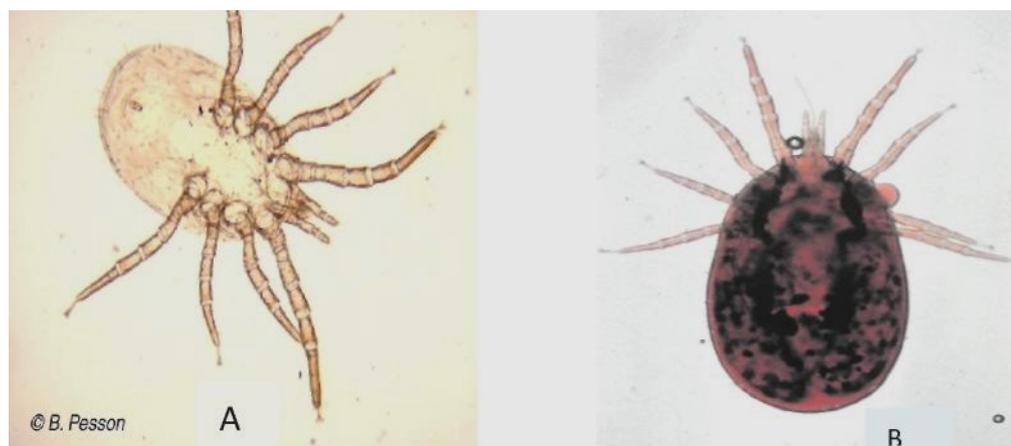


Figure N°6 : A= Face ventrale de *Dermanyssus gallinae*

B= Face dorsale de *Dermanyssus gallinae*

Le mâle *D. gallinae*, comme dans de nombreuses espèces du groupe, présente des pinces modifiées pour le transfert des spermatozoïdes (spermodactyle). En outre, les articles porteurs des pinces sont plus massifs que ceux des femelles, évoquant davantage celles des espèces non hématophages. Les mâles ne semblent pas se nourrir au stade adulte.

L'ovipore de la femelle, situé à la base du gnathosome (tête), est comme recouvert d'un rabat membraneux, orienté vers l'avant mais cela est peu perceptible en microscopie optique. Au MO, une femelle adulte est reconnaissable aux stries ou rides longitudinales qui la recouvrent.

3.1.6. Risque de confusion avec d'autres parasites

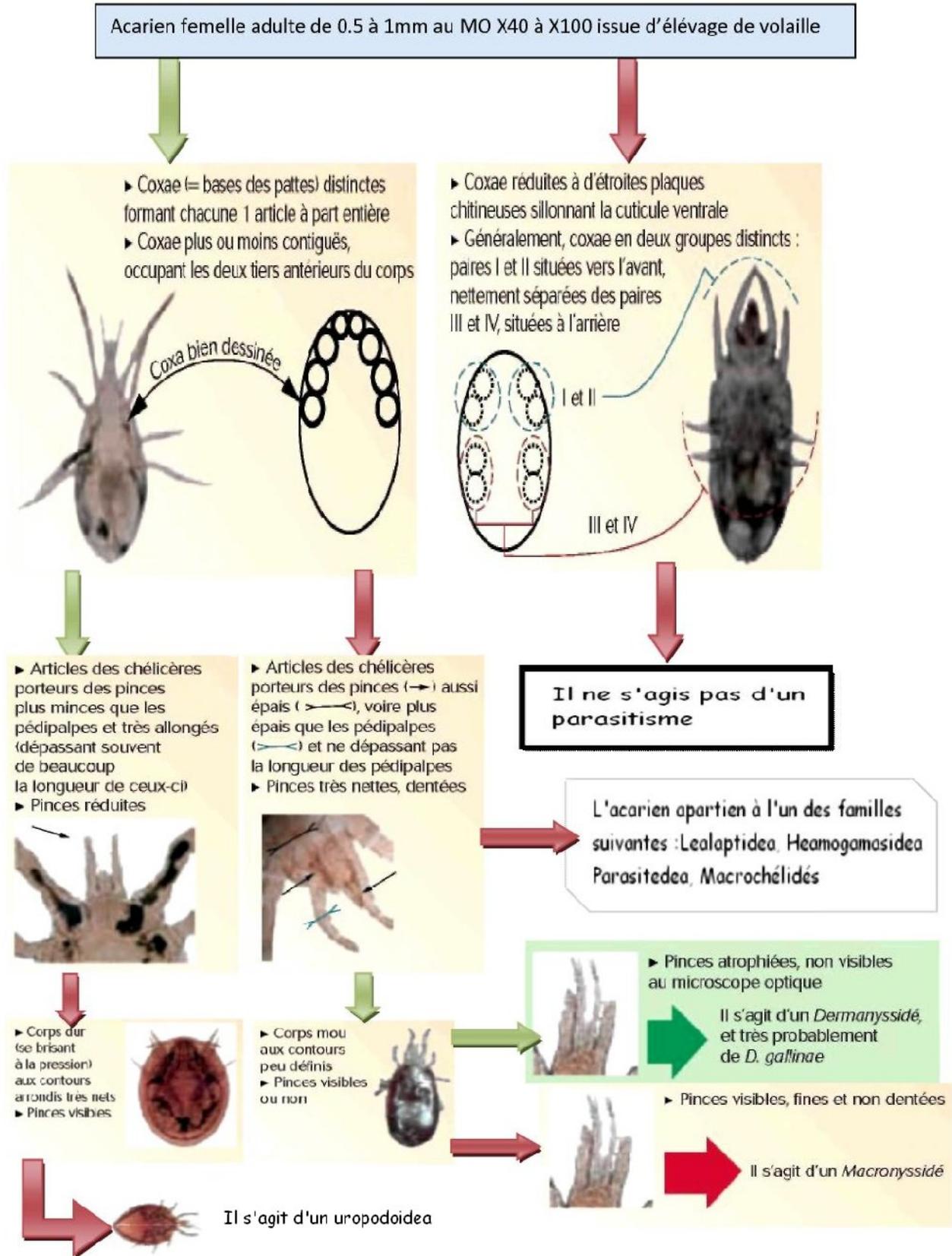
Dans les élevages de pondeuses, *D. gallinae* est pratiquement la seule espèce infestante. La distinction entre *D. gallinae* et les autres espèces du genre *Dermanyssus* (*D. hirundinis*, *D. gallinoides*, etc.) est difficile. Cependant, ce sont plutôt des parasites des oiseaux sauvages, rarement observés dans les élevages, et systématiquement associés à des quantités massives de *D. gallinae*. Certains parasites de rongeurs du genre *Liponyssoides spp*, ressemblant au pou rouge et appartenant aussi à la famille des *Dermanyssidés*, peuvent aussi être rencontrés, mais ils sont rares.

Les autres espèces d'acariens parasites potentiellement présents dans les élevages appartiennent à d'autres familles. Les caractères discriminants sont donc plus accessibles. Ils sont soit parasites d'autres espèces que les volailles (souris notamment, potentiellement présentes dans les bâtiments), soit parasites non obligatoires et incapables de provoquer des dégâts comparables à ceux engendrés par *D. gallinae*. Ainsi, *Ornithonyssus bacoti* (*Macronyssidé*) est un ectoparasite hématophage

inféodé aux rongeurs, *Androlaelaps casalis* (*Laelapidé*) est un prédateur d'autres arthropodes et parasite hématophage seulement occasionnel (signalé en colonies importantes dans un élevage de dindes auquel il n'infligeait aucun dommage). Des Haemogamasidés, dont certaines espèces parasitent les rongeurs, peuvent aussi être rencontrés dans les élevages. Des espèces de la superfamille des *Uropodoidea*, saprophages et/ou prédatrices, sont fréquemment présentes dans les élevages au sol. *Leiodinychus krameri* (Dinychidé), couramment rencontré dans la poussière des greniers à foin, est parfois présent dans les poulaillers. Signalé comme un parasite occasionnel (par Neveu Lemaire en 1938), il n'est généralement à l'origine d'aucun problème. De nombreuses espèces de Laelapidés sont exclusivement prédatrices et incapables de parasiter la volaille (*Hypoaspis spp.* par exemple). D'autres familles de prédateurs sont souvent présentes, par exemple des Macrochelidés, des Parasitidés. Les espèces de cette dernière famille, contrairement à ce que semble indiquer leur nom, ne sont pas parasites ou seulement parasites occasionnels (Roy et al., 2006).

Le diagnose entre différentes parasites qui peut être confus avec *dermanyssus gallinae* est résumé dans le schéma suivant

Schéma N°01 : diagnose de *demanysus gallinae* (Roy et al., 2006)



4. Données épidémiologique

4.1. Espèces atteintes

Le pou rouge est capable de parasiter les mammifères, notamment les chevaux et des rongeurs, ainsi que l'homme. Il peut alors provoquer une gêne chez le personnel, liée à des irritations cutanées et à une éventuelle allergie (Bertrand 1998). Le problème majeur posé par *D. gallinae* se situe dans la filière poule pondeuse mais aussi les autres productions avicoles telles le poulet de chair, la dinde, le pigeon et diverses autres espèces d'oiseaux domestiques ou sauvages (Bicout et al., 2005).

4.2. Types d'élevages infestés

À peu près maîtrisé dans les élevages de poulet de chair, parfois présent chez les reproducteurs, le pou rouge pose surtout un problème en élevage de poules pondeuses car la bande est maintenue en production plus longtemps. Il trouve des conditions de développement optimales dans les élevages avicoles actuels (Roy et al., 2006). Dans les élevages de type fermier, les populations d'acariens se maintiennent à des niveaux supportables. Dans les élevages avicoles modernes, on rencontre rarement des conditions favorables aux infestations massives. L'élevage des volailles au sol, sur une litière permanente, offre de meilleures conditions pour le développement des populations de *Dermanyssus gallinae* que l'élevage en batteries (Cosoroaba 2001). Cependant, ces derniers se développent de plus en plus du fait des possibilités de traitements limités et du matériel d'élevage avec des implantations variables et non standardisées (Roy et al., 2006).

4.3. Facteurs favorisant le maintien du pou

La capacité de *D. gallinae* d'occuper les petits espaces rend les mesures de contrôle extrêmement difficiles. La forme la plus commune pour l'élimination des poux rouges de la volaille est l'application de pesticides. Cependant, le nombre de pesticides utilisés dans les élevages de volailles est relativement réduit pour des raisons comprenant le développement des résidus chimiques et des résistances. En outre, la tendance des acariens d'occuper de petites fissures et crevasses, et leur capacité de survivre pendant des périodes prolongées sans prendre un repas de sang, à côté de leur cycle de reproduction courte, rendent le traitement très difficile.

4.4. Longévité de *D. gallinae*

Pour la recherche de nourriture, *D. gallinae* se déplace la plupart du temps la nuit, dans des intervalles périodiques s'étendant de 1 à 4 jours (Emous 2005), habituellement 3 jours (Nordenfors, 2000). La peau d'oiseaux et le plumage contiennent une substance attirant *D. gallinae* (Zeman, 1988). Pour trouver l'hôte, les acariens emploient la température corporelle, les vibrations provoquées par les mouvements d'oiseaux et la concentration accrue en CO₂ (Kilpinen, 1997). Ils parasitent l'hôte durant une période du 1/2 à 3 heures (Šibalić et Cvetković, 1996). Pendant la

journée, ils sont cachés, de sorte que leur présence n'est pas notée avant que leur population devienne étendue.

Les adultes de *D. gallinae* ont une capacité plus élevée de rester à jeun, comparée à d'autres étapes de développement, ce qui justifie la survie de la population pendant le vide sanitaire. Il existe diverses données sur la longévité des poux rouges. Toutes les sources conviennent que dans les conditions de laboratoire, la période est très longue et peut s'étendre de 34 semaines (Mur et Haveuse, 1977 et 2001 ; Saif 2003) à plusieurs mois (Babić et al., 1956 ; Simić et Živković, 1958 ; Bowman, 1980 ; Mullen et Durden, 2002). Il y a également des données mentionnant environ 8 mois (Chauve, 1998), tandis que la plus longue période énoncée est de 9 mois (Nordenfors, 2000).

Dans les conditions naturelles, *D. gallinae* ne sont pas maintenus à température et humidité constante. En effet, l'humidité de l'air dans les poulaillers diminue pendant le vide sanitaire, alors que la température varie selon la période de l'année. Dans ces conditions, Pavličević, Pavlović et Dotlić (2005) ont enregistré la plus longue période de survie de *D. gallinae* qui est de 55 semaines (13 mois).

4.5. Contamination des élevages

Plusieurs modes de transmission de *D. gallinae* entre les poulaillers sont possibles. La présence sur les poulettes à leur arrivée dans l'élevage semble être une des principales voies de primo-infestation des bâtiments d'élevage. Toutefois, une contamination avec des rongeurs ou des oiseaux sauvages, pour les animaux ayant accès à un parcours extérieur, ainsi qu'une infestation par des ouvriers ou du matériel contaminé ne serait pas à exclure. La contamination entre deux bandes successives peut être due à la présence de *Dermanyssus* dans les anfractuosités du bâtiment à l'arrivée des poulettes, malgré les mesures de désinfection mises en œuvre pendant le vide sanitaire (Guillaume 2006).

5. Rôle pathogène

5.1. Rôle pathogène chez les oiseaux

5.1.1. Rôle pathogène directe

D. gallinae peuvent avoir un impact sérieux sur le bien-être et la santé de la volaille. Les dimensions réduites de *D. gallinae* font qu'il ne devient réellement nuisible que lors d'une infestation en grand nombre. Ses repas nocturnes perturbent le sommeil des poules, ce qui les rend irritables (Kilpinen et al., 2005). Les poules sont plus stressées, ne peuvent plus trouver le repos, sont nerveuses et très affaiblies, ce qui va favoriser le comportement de piquage qui correspond à une augmentation du nombre de coups de bec échangés entre les poules. Ce phénomène est souvent considéré comme irréversible et peut avoir des conséquences économiques importantes dans les élevages.

Dans ce cas, la mortalité des poules augmente dans des proportions importantes. La mort peut être directement due à l'épuisement ou, indirectement, à la baisse des défenses immunitaires des poules et à leur plus grande susceptibilité aux maladies (Guillaume 2006).

De plus, en privant l'hôte d'une quantité de sang importante, les poux peuvent provoquer de l'anémie. La diminution des valeurs de volume érythrocytaire moyen et de concentration en hémoglobine érythrocytaire moyenne indique une anémie macrocytaire et hypochrome. Les poules infestées présentent une évidente pâleur des crêtes et des barbillons, voire une augmentation significative de la mortalité (dix fois supérieure à la normale) dans des conditions de température et d'hygrométrie favorables à la prolifération des poux (Cosoroaba, 2001). Une baisse de la production d'œufs allant jusqu'à 25% peut également être observée (Cosoroaba, 2001). Les œufs sont plus petits et deviennent parfois blancs. Les poussins et les jeunes poulettes sont plus sensibles que les oiseaux adultes (Georgi, 1990). De plus, l'écrasement des poux se trouvant sur les tapis de ramassage tache les œufs, impliquant ainsi leur déclassement.

Il n'y a pas d'immunité protectrice développée contre *D. gallinae*, contrairement à celle apparaissant contre le pou aviaire du Nord *Ornithonyssus sylviarum* (Matthysse et al., 1974). Cela vient sans doute du peu de contact existant entre le pou rouge et la poule. *D. gallinae* prend ses repas rapidement et temporairement, contrairement au pou aviaire du Nord qui vit constamment sur l'animal. Les protonymphes de cette espèce sont fixées à l'hôte et se nourrissent au même endroit pendant une durée de 4 ou 5 jours, ce qui établit un contact étroit, favorisant le développement d'une immunité (Bergman, 1996)

5.1.2. Rôle pathogène indirect

La superfamille de *Dermanyssides* est impliquée dans la transmission de nombreux agents pathogènes responsables de maladies sérieuses chez les animaux et les humains (Moro et al, 2005). Parmi ces arthropodes, *Dermanyssus gallinae* est déjà démontré pour être, ou est suspecté d'être, un vecteur et/ou un réservoir pour des agents pathogènes tels que les virus équinaux d'encéphalite, le virus de la varicelle de volaille, et *Coxiella burnetii*, bactérie responsable de la fièvre Q (Zemskaya et Pchelkina, 1967 ; Shirinov et al, 1972 ; Durden et al, 1993)

5.1.2.1. Salmonelloses

En 1982, Zeman publie des résultats d'une étude ayant pour but d'évaluer le rôle de *Dermanyssus gallinae* dans la transmission de *Salmonella gallinarum* et son maintien dans des élevages de poules.

Cette étude est motivée par l'existence d'une infection chronique à *Salmonella gallinarum* dans un grand poulailler d'élevage de poules ROSS hybrides malgré une élimination systématique des animaux malades, une désinfection et un traitement insecticide des locaux d'élevage.

5.1.2.2. Viroses

5.1.2.2.1. Virus de l'encéphalite de St Louis

D. gallinae est mis en cause dans la transmission expérimentale d'encéphalites virales mais son rôle est probablement mineur dans les conditions naturelles. Smith et al. (1948) ont démontré que *D. gallinae* est capable de transmettre le virus de l'encéphalite de St Louis entre poulets mais son rôle exact en ce qui concerne l'épidémiologie de cette affection n'est pas connue.

5.1.2.2.2. Virus de New Castle

D. gallinae peut intervenir comme vecteur passif du Paramyxovirus aviaire de type 1

5.1.2.2.3. Virus de la variole aviaire

Shirinov et al. (1972) ont démontré la dissémination du Poxvirus de la variole aviaire par les acariens *D. gallinae*.

5.1.2.3. Spirochètoses

En 1967, Reshetnikov a démontré le rôle de *D. gallinae* comme vecteur d'une spirochètose aviaire.

5.1.2.4. Pasteurelloses

En 1975, Petrov étudie le rôle de *D. gallinae* en tant que porteur de *Pasteurella multocida*

5.2. Rôle pathogène chez les autres animaux

5.2.1. Rôle pathogène directe

Dermanyssus gallinae est connu pour piquer occasionnellement les chevaux et le bétail.

Les lésions observées sont des papules prurigineuses et des croûtes dans les zones de contact et plus spécialement les membres, le museau et le ventre.

De la même façon, *D. gallinae* peut rarement piquer des chats ou des chiens. Les oiseaux sauvages nichant sous les avant-toits des maisons ont des acariens qui peuvent entrer par les fenêtres ouvertes et affecter les animaux qui y vivent. Cependant, la plupart des cas surviennent chez les animaux qui ont un accès à des poulaillers ou qui vivent dans des poulaillers récemment reconvertis en niche.

Les signes cliniques englobent un érythème, des papules et des croûtes et un prurit intense, plus particulièrement au niveau du dos et des extrémités (Scott 1988, Scott et al. 1995).

5.2.2. Rôle pathogène indirecte

5.2.2.1. Transmission de virus de l'encéphalomyélite équine du Venezuela

En 1992, Durden et al. publient des résultats concernant des études en laboratoire entreprises pour déterminer une éventuelle transmission du virus de l'encéphalomyélite équine du Venezuela par deux espèces d'acariens hématophages : *Dermanyssus gallinae* et *Laelaps kochi*.

Dermanyssus gallinae transmet le virus VEE entre deux souris sur lesquelles il effectue un repas sanguin. Cependant, comme le virus ne se réplique pas dans l'acarien et que la transmission ne peut être mise évidence au-delà de 16 heures après le repas de sang sur un animal porteur de virus, cette transmission est mécanique plutôt que biologique.

5.2.2.2. Transmission de virus de l'encéphalomyélite équine de l'Est

En 1992, Durden et al. démontrent que des *Dermanyssus gallinae* peuvent transmettre le virus de l'encéphalomyélite équine de l'est dans une proportion seulement de deux cas sur vingt mais que cette proportion est significative. De la même façon, la détection du virus, chez la moitié des acariens échantillonnés vingt jours après un repas de sang virémique, est notable. En dépit d'études expérimentales et de procédures différentes, les résultats obtenus confirment ceux obtenus par Chamberlain et Sikes en 1955.

5.3. Rôle pathogène chez l'homme

Dermanyssus gallinae qui est principalement un parasite des oiseaux peut piquer des personnels qui travaillent dans les poulaillers, entraînant de sévères irritations cutanées. Ces piqûres, lorsque le parasitisme est très important, peuvent prendre une importance telle qu'il devient impossible de travailler dans de tels poulaillers.

6. Contrôle et méthodes de lutttes

6.1. Contôle de l'extention de l'infestation

Les poux rouges arrivent en 4ème position comme nuisibles pour les éleveurs, après les chiens et les renards, les rapaces et les rongeurs (Lubac S. 2003). L'évaluation du taux d'infestation d'un bâtiment d'élevage par ces acariens n'est pas une chose aisée. En effet, il est le plus souvent caché à l'abri de la lumière et peu accessible. Pourtant, une telle évaluation, même semi-quantitative, est importante pour plusieurs raisons telles que l'évaluation d'une méthode de lutte, la prise de décision pour traiter à la période optimale et les études in situ du parasite.

6.1.1. Méthode de piégeage

Deux types de pièges sont décrits pour la détection des populations de *Dermanyssus gallinae* :

- Le premier type de piège (figure N°7 et8) est constitué d'une plaque de carton de 10 x 7 cm et 3 mm d'épaisseur, développé à partir de ceux décrit par Nordenfors (2000). Le carton est coupé de telle manière que les crénelures s'ouvrent sur le grand coté.

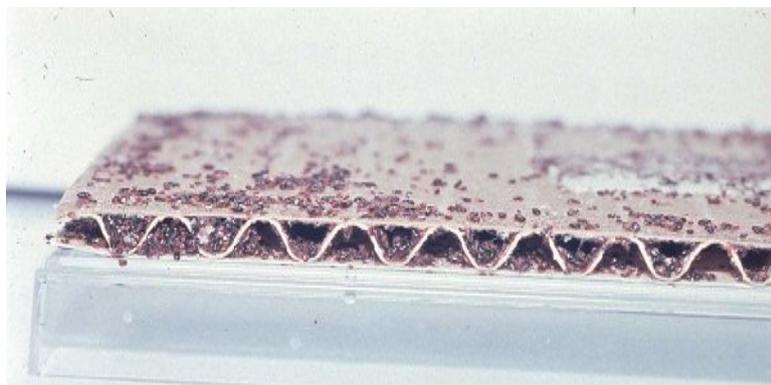


Figure N° 7 : piège envahi par des poux rouges



Figure N°8 : piège ouvert envahi par des poux rouges

- Le second type de piège (figure N°9) est inspiré des travaux de Levot (1991). Il est constitué d'une feuille cartonnée de type fiche bristol, de taille 20 x 7 cm, pliée en deux pour obtenir une dimension de 10 x 7 cm et maintenue fermée par deux agrafes. Cette méthode est un moyen simple, économique et efficace de détecter la présence de *Dermanyssus gallinae*. Une inspection de routine des fiches distribuées partout dans le poulailler peut être utilisée par le producteur comme méthode de détection précoce des infestations.

-

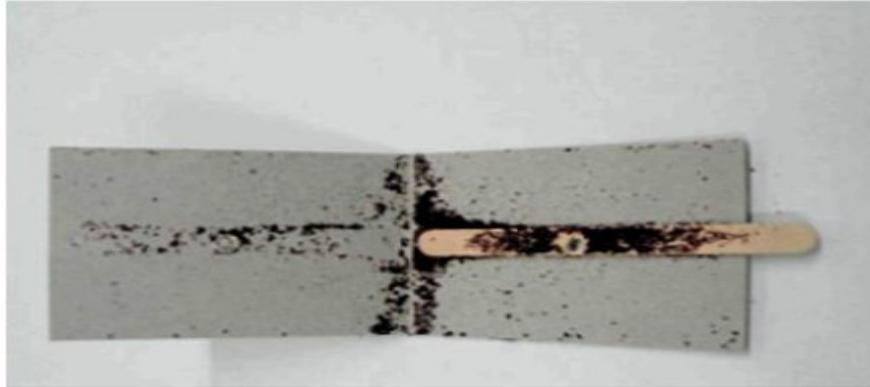


Figure N°9 : piège en feuille de bristol ouvert avec agrégation de *Dermanyssus gallinae*

- En 1963, Kirwood met au point des perchoirs-pièges (figure N°10) percés de trous qui permettent de détecter et d'estimer les infestations de gamasides comme *Dermanyssus gallinae* dans les poulaillers. Ces parasites se cachent volontiers dans ces perchoirs pendant la journée.

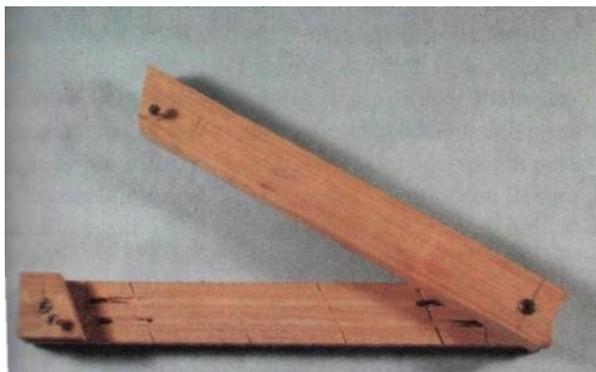


Figure N°10 : Piège permettant la récolte des acariens (Reynaud et al, 1997).

6.1.2. Examen des fientes

Cette méthode consiste à prélever des fientes sèches mais non déshydratées sur les caillebotis qui sont retournés pour examiner leur face inférieure où se cachent les acariens.

6.2. Contrôle de l'environnement

La connaissance du développement et de la survie des poux rouges fournit des informations utiles pour développer des méthodes de lutte. En raison du problème lié à *D. gallinae*, en particulier pour les poules pondeuses (Hoglund et al, 1995), il est possible d'interférer en réduisant l'humidité atmosphérique dans les poulaillers. D'ailleurs, parce que des températures de -20°C et supérieures à 45°C sont avérées mortelles pour des *D. gallinae*, la congélation, le chauffage, ou les deux,

pourraient être préconisées comme solutions de rechange au contrôle chimique : en exposant des pondoirs, des perchoirs, et d'autres équipements détachables aux températures défavorables pour la survie d'acarides (Nordenfors H et al. 1999).

6.3. Programme lumineux

La recrudescence dans certains élevages des poux rouges a relancé l'intérêt des programmes cycliques courts. En effet, l'alternance rapide de jour et de nuit conduit à une réduction importante des populations de poux. L'efficacité sur les poux est d'autant plus grande que les nuits sont courtes

6.4. Contrôle chimique

De nombreuses stratégies de contrôle chimique ont été proposées. Des associations de pesticides pour lutter contre les résistances et pour réduire les coûts des applications sont à l'étude depuis plusieurs années (Busvine, 1981). Parmi les options étudiées (séquences variables, mélanges, relations), les résultats obtenus à partir de modèles théoriques montrent que, sous certaines conditions, les mélanges sont efficaces pour lutter contre les phénomènes de résistance. La composition optimale dépend de la résistance génétique acquise envers un insecticide particulier dans une population de parasites particulière (Tabashnik, 1989).

6.4.1. Acaricides utilisés

Le contrôle nécessite une isolation efficace du poulailler et un contact direct des acaricides avec les poux, qui nécessite une application dirigée de préférence vers les refuges plutôt que vers les hôtes.

Après un nettoyage complet des supports des cages, de façon à enlever les fientes, les toiles d'araignées et les poussières provenant des aliments, un spray est utilisé avec une pression modérée de 400 kpa et une canule en forme d'éventail de 0,35 mm d'ouverture pour traiter toutes les surfaces. Un tel traitement nécessite 110 litres d'insecticide pour 40 m de cages pour être efficace, que l'on utilise des organophosphorés, des carbamates ou une association. Pour toutes ces raisons, il est préférable de traiter les bâtiments lorsqu'ils sont vides.

L'efficacité du traitement, est contrôlée par des cartes de classement pliées qui servent de refuges aux acariens pendant la journée. Celles-ci sont ouvertes la deuxième semaine.

Les principaux acaricides utilisés et leurs toxicités pour les dermanysseus sont résumés dans le tableau suivant :

Tableau N°III : Toxicité comparée de carbamates, d'organophosphorés et de pyréthroïdes in vitro.

Composé	Pente	LC50	Index de toxicité	LC90
Perméthrine	1,86	12,6	100,00	61,4
Cyperméthrine	1,28	54,8	22,99	548,0
Deltaméthrine	1,43	7,8	161,52	61,1
Phénothrine	2,09	33,7	43,9	137,9
Tétraméthrine	1,87	404,0	3,12	1 961
Fenvalérate	1,57	115,4	13,18	758,0
Fénitrothion	2,37	672,1	2,13	2.339
Trichlorfon	2,17	356,7	4,18	1.386
DDVP	1,4	234,9	6,71	1.921
Carbaryl	2,01	5,0	252,00	21,8
Bendiocarb	1,98	11,1	113,51	49,4
Amitraz	1,39	40,8	30,88	339,6
DDT	88	1.514	0,83	43.060
HCH	73	28.570	0,04	162.000

Les différentes concentrations sont exprimées en $\mu\text{g}/\text{m}^2$

$$\text{Index de toxicité} = \frac{\text{LC50 permethrine} \times 100}{\text{LC50 composé}}$$

Les carbamates (carbaryl et bendiocarb) sont les composés chimiques les plus toxiques pour *D. gallinae*. Lorsqu'on considère la LC50, la deltaméthrine est le pyréthroïde le plus toxique. Cependant, la pente de la ligne de régression est plus favorable à la perméthrine. A l'opposé, la tétraméthrine est le pyréthroïde le moins efficace.

En ce qui concerne les organophosphorés, le DDVP apparaît comme étant plus toxique que le fénitrothion et le trichlorfon malgré les pertes dues à son évaporation.

L'amtiaz, avec une LC50 de $40,8 \mu\text{g}/\text{m}^2$, s'avère relativement efficace alors que les organochlorés, comme le DDT et le HCH, sont inefficaces dans la lutte contre *D. gallinae*.

Des études effectuées précédemment par Furman (1963), Kirkwood (1967) et Rupes et Tondl (1970) démontrent que le carbaryl est l'acaricide le plus efficace pour lutter contre *Dermanyssus gallinae*, et les pyréthroïdes, et plus particulièrement la perméthrine et la deltaméthrine, sont dix fois plus efficaces que les organophosphorés.

6.4.2. Synergie

Osaki (1983) a prouvé que l'on pouvait éviter le développement d'une résistance aux insecticides en appliquant simultanément deux, ou plus, composés avec des modes d'action différents et qui développent une activité synergique.

Les interactions synergiques peuvent fournir la principale preuve de mécanismes de résistance (Brindley et Selim 1984) et simultanément permettre de trouver des applications concrètes aux mélanges capables de contourner ces résistances (Osaki, 1983). De nombreux acaricides couramment utilisés peuvent produire la synergie espérée lorsqu'ils sont appliqués en mélange.

La combinaison deltaméthrine-carbaryl dépasse la toxicité de tous les acaricides pour les *Dermanyssus gallinae*, avec une LC50 de 0,8 µg/m². Les combinaisons cyhalothrine-carbaryl et cyperméthrine-carbaryl sont également plus toxiques que la deltaméthrine utilisée seule.

Dans le but de minimiser la pression de sélection d'un groupe de composés chimiques, il est préférable d'alterner les traitements. Actuellement, les producteurs utilisent un carbamate (carbaryl) et deux organophosphorés (azaméthiphos ou maldison). La perméthrine devrait être recommandée et le cycle d'alternance serait allongé et renforcé par l'addition d'une nouvelle classe de pesticides. Cette méthode permet d'éradiquer une forte infestation à *Dermanyssus gallinae* sans aucun effet négatif sur les poules ou sur leur production d'œufs.

6.4.3. Lactones macrocycliques : Avermectines

Ces produits de la fermentation de *Streptomyces avermitilis* et leurs dérivés semi-synthétiques, parmi lesquels l'ivermectine, provoquent une interruption de la transmission nerveuse dans les synapses neuro-motrices par interférence avec le GABA (acide gamma-amino-butérique).

En ce qui concerne *Dermanyssus gallinae*, les avermectines ont montré leur inefficacité en tant qu'acaricides de contact. Aucun effet de l'ivermectine n'est constaté, même à des concentrations supérieures à 10.000 mg/m². Ces concentrations sont importantes et ne semblent pas compatibles avec un usage des endectocides par aspersion des volailles en vue de lutter contre les acariens. En comparaison, les LC50 d'acaricides d'utilisation courante, obtenues dans les mêmes conditions

expérimentales, vont de 5 µg/m² pour le carbaryl à 1.514 µg/m² pour le DDT(Povar 1946, Reynaud 1997, Zeman 1987, Zeman et Zelezny 1985).

6.5. Traitement systémique

En 1987, le constat de Zeman concernant les acaricides systémiques disponibles pour le traitement des volailles est le suivant : "l'utilisation d'acaricides systémiques est probablement la méthode la plus économique de contrôle des acariens des volailles. L'effet systémique du carbaryl a été testé de nombreuses fois chez les volailles (Furman et Pieper 1962, Harrison 1960, Kraemer et Furman 1959) celui des sulfonamides et des coccidiostatiques (De Vaney et Ivte 1980, Furman et Stratton 1963, 1964, Kirkwood 1974) et celui de nombreux organophosphorés (De Vany et Ivie 1980). Cependant, aucun composé satisfaisant n'est disponible actuellement.

L'injection intramusculaire d'ivermectine, à des doses identiques à celles utilisées en intra-péritonéal, n'a aucune action systémique sur les acariens ayant effectué un repas sanguin. Il semblerait qu'un relargage progressif de la substance dans le sang empêcherait d'atteindre la dose létale pour les *D. gallinae*. Seule l'absorption plus rapide et plus efficace liée à l'administration par voie intra-péritonéale produit des concentrations toxiques pour les acariens. Cette toxicité diminue rapidement du fait du métabolisme rapide de l'ivermectine chez les oiseaux.

Les doses efficaces contre *D. gallinae* (1,8 à 5,4 mg/kg) sont relativement proches des doses toxiques pour les oiseaux. Le dosage le plus sûr semble être à 1,8 mg/kg (Reynaud et al., 1997).

6.6. Utilisation des régulateurs de croissance

6.6.1. Hormones de croissance et de mue

La compréhension des mécanismes neuroendocriniens intervenant dans le développement des insectes a permis de découvrir trois hormones sous la dépendance desquelles le développement larvaire s'effectue :

- L'hormone cérébrale qui stimule la sécrétion de l'ecdysone,
- L'ecdysone ou hormone de la mue,
- L'hormone juvénile, antagoniste de l'ecdysone et leurs utilisations éventuelles.

L'hormone cérébrale peut accélérer le cycle et faire apparaître par exemple des adultes à contre-saison. L'ecdysone peut provoquer une métamorphose prématurée donnant des adultes non viables. L'hormone juvénile peut provoquer des mues larvaires supplémentaires d'où production d'individus anormaux.

6.6.2. Analogues d'hormones

Il est actuellement possible d'extraire de certaines plantes ou de produire par synthèse des ecdysoïdes (analogues de l'ecdysone), des juvénoïdes (analogues de l'hormone juvénile) qui s'opposent à la nymphose : Méthoprène, Altosid, Fenoxycarbe et Pyriproxifène.

6.6.3. Antihormones

Les précocènes 1 et 2, extraits de la plante ornementale *Ageratum houstonianum*, inhibent l'hormone juvénile et provoquent la formation d'adultes nains et mal formés.

Tous ces composés agissent par contact, sont biodégradables et n'ont d'action que sur les insectes. En ce qui concerne les acariens, si les effets des IGR sur *Dermatophagoïdes farinae* (acarien des poussières de maison) ont été étudiés dans des conditions de laboratoire, aucune étude concernant *Dermanyssus gallinae* n'a été publiée.

6.6.4. Inhibiteurs de chitine

Les inhibiteurs de chitines tels que le triflumuron (SIR 8514) et le cyromazine (Larvadex R), utilisés comme additifs alimentaires et actifs sur les larves de mouches dans les excréments de poulets lorsqu'on l'administre dans la nourriture, n'ont pas été testés en ce qui concerne *Dermanyssus gallinae*.

Chapitre II : Partie expérimentale

1. Objectif

L'objectif de cette étude est de rechercher la présence des poux rouges *Dermanyssus gallinae* dans trois élevages de poules pondeuses dans les wilayas de Jijel et Tizi Ouzou en se basant sur l'identification des parasites par utilisation de pièges

2. Matériels et méthodes

2.1. Zone d'étude

2.1.1. Situation géographique

La wilaya de Tizi Ouzou est située sur le littoral central. Elle s'étend sur une superficie de 2.958 km². Elle est limitée par la mer Méditerranée au nord, par le massif de Yakouren à l'est, par le massif central à l'ouest et par la montagne du Djurdjura au sud. C'est une vaste région montagneuse. Elle est constituée d'un massif montagneux (le Djurdjura) qui culmine à 2.308 m d'altitude, d'une chaîne côtière représentée par de hautes collines de 500 à 1.000 m d'altitude et de 12% d'altitude ne dépassant pas les 500 m.

La wilaya de Jijel est située au nord-est du pays, elle s'étend sur une superficie globale de 2398 km² et elle est limitée au nord par la méditerranée, à l'est par la wilaya de Skikda, à l'ouest par la wilaya de Bejaia et au sud par les wilayas de Mila et de Sétif. La wilaya est caractérisée par un relief montagneux très accidenté. Les montagnes occupent 82% de la superficie totale ; elles culminent jusqu'à 1.800 mètres.

2.1.2. Climat

La région de Tizi Ouzou est dominée par un climat de type méditerranéen, qui se caractérise par deux saisons bien contrastées : un hiver humide et froid et un été sec et chaud. Les précipitations varient en général entre 600 et 1.000 mm/an. La neige tombe principalement sur les régions de montagne. Les températures obéissent à un gradient altitudinal et l'on distingue un climat montagnard où les températures sont moins importantes et un climat tellien où l'on enregistre des températures extrêmes.

Comme toutes les régions du littoral algérien, la wilaya de Jijel bénéficie d'un climat tempéré, avec un hiver doux caractéristique des zones méditerranéennes et d'une pluviométrie de l'ordre de 1.200 mm/an. Elle est parmi les régions les plus arrosées d'Algérie. On note aussi qu'au col de Texana qui se situe à 725 m d'altitude, l'enneigement dure plus de 11 jours/an. Les vents dominants soufflent généralement de la mer vers le continent.

2.2. Elevages étudiés

L'étude est réalisée dans trois élevages de poules pondeuses, deux élevages situés dans la région de Jijel (A et B), et un élevage situé dans la région de Tizi Ouzou (C). La description des différents poulaillers est résumée dans le tableau suivant :

Tableau N°IV : Description des bâtiments d'élevages

Critère	Élevage A	Élevage B	Élevage C
Surface du bâtiment	480 m ²	480 m ²	250 m ²
Nombre de poules	2.400	3.700	2.700
Souche élevée	ISA Brown	ISA Brown	ISA Brown
Age des poules	34 sem	44 sem	40 sem
Nombre d'étages	02	03	03
Nombre de rangées	04	03	02
Modèle de batterie	Californien	Californien	Californien

Dans les trois élevages, aucun traitement d'acaricide n'a été appliqué depuis 6 mois avant le début de l'expérimentation.



Photo 1: Poulailler vu de l'extérieur



Photo 2 : Poulailier, vue intérieure

2.3. Méthodes de piégeage

Le type de piège utilisé dans cette étude (photo 3 et 4) est constitué d'une plaque de carton d'emballage de 10 x 7 cm, développé à partir de ceux décrit par Nordenfors (2000). Le carton est coupé de telle manière que les crénelures s'ouvrent sur le grand côté. Les cartons sont protégés des poules par une feuille de plastique rigide. Les photos suivantes représentent les pièges utilisés lors de l'expérimentation.



Photos 3 et 4 : Pièges utilisés

Les pièges sont fixés en mois de Mars pendant 24 heures dans les nids (photo 4 et 5), à proximité des lieux où les acariens se réfugient. Ils sont fixés dans les nids avec du fil d'attache. La distance entre les pièges est d'environ 50 cm.



Photos 5 et 6 : pièges placés dans les nids

Après collection, les pièges sont soigneusement placés dans les sachets en plastique, qui sont marqués par la date du dépôt, le poulailler, le nom de propriétaire et le nombre de pièges. Les sacs sont congelés pendant 24 heures afin de tuer les acariens. Enfin, les pièges sont ouverts et vidés dans une boîte de Pétri pour le dénombrement des poux rouges.

Le comptage est effectué à l'aide d'une loupe binoculaire. Dans les pièges contenant un nombre peu élevés de poux rouges (jusqu'à 350 acariens par piège), tous les parasites sont comptés et identifiés selon leur stade de développement (œufs, larves, nymphes et adultes). Dans le cas où le nombre des poux est important, on considère que l'infestation est massive

2.4. Examen des fientes

Cette méthode consiste à prélever des fientes sèches sur les caillebotis qui sont retournés pour l'examen visuel de leur face inférieure où se cachent les acariens. A partir de cet examen, une note est attribuée selon le barème suivant (Guillaume et al., 2003) :

- 0 : pas de poux
- 1 : de 1 à 20 poux
- 2 : de 20 à 200 poux
- 3 : plus de 200 poux.

3. Résultat et discussion

Aucun acarien n'est détecté dans les trois poulaillers où l'expérimentation est réalisée.

Plusieurs raisons peuvent expliquer l'absence d'acariens dans les poulaillers étudiés. Quelques unes sont passées en revue :

- Premièrement, en ce qui concerne le climat, une comparaison est faite entre les conditions adéquates pour le développement des poux rouges et celles dominantes dans les régions de l'étude. Ces régions bénéficient d'un climat de type méditerranéen qui se caractérise par deux saisons bien distinctes : un hiver humide et froid, avec une température variant entre 5 et 15°C et un été chaud avec une température qui varie entre 20 et 35°C ainsi qu'une hygrométrie élevée. Le développement de *Dermanyssus gallinae* dans ces conditions est envisageable, les températures avérées mortelles pour ce parasite étant de l'ordre de -20°C à 45°C (Nordenfors et al. 1999).
- Deuxièmement, pour le type de pièges choisi. Un seul modèle de pièges est utilisé, de type feuille cartonnée, semblable à ceux décrit par Nordenfors (2000) du fait de leur facilité d'utilisation et qui donnent de bons résultats.
- La méthode suivie : notre choix de distribution des pièges dans les bâtiments d'élevage (à proximité des fissures des murs où les acariens se réfugient, au niveau des nids, dans les mangeoires) et l'examen des fientes est basé sur le cycle biologique de *Dermanyssus gallinae* et sur les résultats des différentes études réalisées et qui démontrent la présence des poux rouges en grand nombre dans ces emplacements.
- Dans la présente étude, la durée de piégeage est de 24 heures. L'allongement de cette durée n'a aucune influence significative sur la détection des poux rouges et le nombre des parasites dans les pièges (Nordenfors 2000).
- Et enfin, le système d'élevage : *Dermanyssus gallinae* est connu pour infester plus volontiers des élevages au sol, avec des conditions hygiéniques médiocres et des densités élevées qui facilitent leur propagation. Ces conditions ne sont réunies dans aucun des élevages étudiés. L'absence des poux rouges dans ces élevages n'indique pas que les régions étudiées sont indemnes, d'autant que la présence de *Dermanyssus gallinae* est certifiée dans la région de Jijel par des vétérinaires.

4. Conclusion

Les exploitations ne sont pas à l'abri d'infestation par le pou rouge (*Dermanyssus gallinae*), principal ectoparasite des poules pondeuses. Des mesures d'hygiène préventives et une bonne surveillance des poulaillers sont indispensables pour éviter les infestations par les poux rouges et éventuellement le recours aux acaricides de synthèse.

Malheureusement pour les objectifs préalablement fixés pour notre étude, le choix des élevages enquêtés s'est révélé inapproprié du fait d'un suivi particulièrement rigoureux de l'hygiène par un technicien spécialisé.

Les résultats obtenus ne reflètent probablement pas la situation épidémiologique de la région quant à la prévalence de *Dermanyssus gallinae*. Des recherches étendues à un nombre plus important d'élevages seraient plus à même d'apporter des indications sur l'étendue du phénomène.

Références bibliographiques :

Axtell R.C., Arends J.J., 1990 : Ecology and management of arthropod pests of poultry. *Annu.Rev.Entomol*, 35, 101-126.

Babić I., Delak M. and Mikačić D., 1956 : Nametnici i nametničke bolesti domaće peradi [Parasites and parasite-transmitted poultry diseases]; Yugoslav Arts and Sciences Academy, Zagreb ; 259-328.

Baker E.W., Evans T.M., Gould D.J., Hull W.B. et Keegan H.L.1956: A manual of parasitic mites of medical or economic importance. National Test Control Association Inc. New York.

Bergman D., 1996 : Mouthparts and feeding mechanisms of haematophagous arthropods. *The immunology of host ectoparasitic arthropod relationships*. p.51-53.

Bertrand, M 1998: Note d'information sur un espece particulierement agressive d'Acarien *Dermanyssus gallinae* (DeGeer, 1778) *Insectes*; 111 21-23

Bicout Dominique, Claud Chauve, Sabatier Philippe et Zenner Lionel, 2005 :interet d'une modalisation mathematique du cycle biologique de *dermanyssus gallinae*, 6^{ème} journée de la recherche avicol, St Molo, 30 et 31 mars 2005.

Bon Guillaume, Dernburg Ann, Chauve Claude, Lubac Sophie, Zenner Lionel, 2003 : Méthodologie de suivi des populations de *Dermanyssus gallinae* en élevage de pondeuses avec parcours extérieur, 5^{ème} journée de la recherche avicole, Tours, 26 et 27 mars 2003.

Bussieras J., Chrmette R. 1991 : abrégé de parasitologie vétérinaire. Fascicule IV. Entomologie Vétérinaire.

Chauve C. 1998 : The poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (de Geer, 1778): current situation and future prospects for control; *Veterinary Parasitology*; Volume 79; Issue 3; 13 November 1998; 239-245.

De Vaney J. A., Ivte G. W. 1980 : Systemic activity of coumaphos, famphur, crufomate, ronnel, and phosmet given orally to hens for control of the northern fowl mite, *Ornithonyssus sylviaram* (Canestrini & Fanzago). *Poult. Sci.*, 59, 1208-1210.

Durden, L.A., Linthicum, K.J., Monath, T.P., 1993 : Laboratory transmission of eastern equine encephalomyelitis virus to chickens by chicken mites (Acari: Dermanyssidae). J. Med. Entomol. 30, 281–285.

Durden L. A., Linthicum K. J., Jurell M. J. 1992 : Mechanical transmission of Venezuelan equine encephalomyelitis virus by hematophagous mites (Acari) J. Med. Entomol., 29(1), 118-121.

Durden L. A., Linthicum K. J., Monath T. P. 1993 : Laboratory transmission of eastern equine encephalomyelitis virus to chickens by chicken mites (Acari; Dermanyssidae). J. Med. Entomol., 30(1), 281-285.

Furman DP, Pieper G.R. 1962 : Systemic acaricidal effects of Sevin in poultry. J. Econ. Entomol., 55, 355-357.

Furman DP, Stratton V. S. 1963 : Control of northern fowl mites, *Ornithonyssus sylviarum*, with sulfaquinoxaline. J. Econ. Entomol., 56, 904-905

Furman DP., Stratton V. S. 1964 : Systemic activity of sulfaquinoxaline in control of the northern fowl mite, *Ornithonyssus sylviarum*. Poult. Sci., 43, 1263-1265.

Georgi J.R. and Georgi M.E., 1990 : Arthropods Mites. Parasitology for veterinarians. p.57-76

Hamann, W. 1990 : Aspectos biológicos e de sensibilidade do *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) *Ornithonyssus sylviarum* (Canestrini e Fanzago 1877) frente a acaricidas fosforados, pir-etroides, e amidinas a nível de laboratório. Dissertação (Mestrado), Inst. de Biol. Univ. Fed. Rural do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 84 pp.

Harrison R., 1960 : The control of poultry red mite with 1-naphthyl-N-methyl carbamate. Vet. Rec, 72,298-300.

Harrison, I.R., 1962 : The biology of poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) and its control with contact and systemic insecticides. In International Congress of Entomology, vol. 11. Vienna, Austria, : (Proceedings), pp. 469–473.

I. COSOROABA .2001 : revue de médecine vétérinaire. 152, 1, 89-96

Isseman Jr., C.L., Sulkin, S.E., 1947 : Observations on the laboratory care, life cycle, and hosts of the chicken mite, *Dermanyssus gallinae*. Am. J. Trop. Med. 27, 463–469.

Jean Bussi ras, René Chermette., 1991 : Entomologie Vétérinaire. Service de parasitologie ENV d'ALFORT., 22.

Kettle D. S 1995: Medical and Veterinary Entomology. CAB Intern, Second Ed.

Kilpinen O. 1997 : Behavioural response of the chicken mite to host related stimuli; Danish Pest infestation Laboratory Annual Report 1997.

Kenneth G. V. 1973 : Insects and other arthropods of medical importance. The Trustees of British Museum, London, 561p

Kilpinen O., Roepstorff A. Permin A., Nargard-nielsen G., Lawson L. and Simonsen H., 2005 : Influence of *Dermanyssus gallinae* and *Ascaridia galli* infections on behaviour and health of laying hens (*Gallus gallus domesticus*). *British poultry science* - 46 (1) - p.26-34.

Kirkwood A. C. 1963 : Longevity of the mites *Dermanyssus gallinae* and *Liponyssus sylviarum*.Exp. Parasitol., 14, 358-366.

Kraemer P., Furman DP. 1959: Systemic activity of Sevin in control of *Ornithonyssus sylviarum* (C. & F.). Econ. Entomol., 52, 170.

Matthysse J., Jones C. and Pumasiri A., 1974 : Developement of Northern Fowl Mite [*Ornithonyssus sylviarum* (Canestrini and Fanzago)] (Acarina: Dermanyssidae) : population on chickens, effects on the host and immunology. Search Agriculture - 4 (9) - p. 1 -39.

Mcgarry JAV., Trees A.J. 1991 : Trap perches to assess the activity of pyrethrins against the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* in cage birds. Experimental & Applied Acarology, 12,1-7.

Mullen G., Durden L. 2002 : Medical and Veterinary Entomology; Academic press; 449, 453, 454, 475.

Neveu-Lemaire 1938 : Trait  d'entomologie medicale et veterinaire Ed Vigot, Paris; 1339pp

Nordenfors, H., Hoglund, J., Uggla, A., 1999 : Effects of temperature and humidity on oviposition, molting, and longevity of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). J. Med. Entomol. 36(1), 68– 72.

Nordenfors Helena, Höglund J., Uggla A. 1999 : Effects of temperature and humidity on oviposition, molting and longevity of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae); Department of Parasitology, National Veterinary Institute and Swedish University of Agricultural Sciences; P.O. Box 7073, S-750 07; Uppsala Sweden; J. med. Entomol. 36 (1); 68-72.

Nordenfors Helena 2000 : Epidemiology and Control of the Poultry Red Mite, *Dermanyssus gallinae*; Doctoral thesis Swedish University of Agricultural Sciences ; Uppsala 2000.

Oliver Jr., J.H., 1966 : Notes on reproductive behavior on Dermanyssidae. J. Med. Entomol. 3, 29-35.

Reynaud M.C., Chauve C. M. et Beugnet F 1997: *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) : Reproduction expérimentale du cycle et essai de traitement par la moxidectine et l'ivermectine. Revue Méd. Vét., 148, 433-438.

Richard Wall & Davide Shearer., 2001 : Veterinary ectoparasites biology pathology & control IInd edition, 50-53.

Rodharn F., Ferez C., 1985 : Précis d'entomologie médicale et vétérinaire, Maloine S.A., Paris p 458

Roy L, Chauve C, Valiente Moro C. 2006 : Le Point Vétérinaire Juin 2006, 266, p.46-50

Rupes V. 1968: Method of testing susceptibility to contact insecticides in parasitic acari and some small insects Acta Soc. Zool. Bohemoslov, 32, 66-70

Saif Y.M., Barnes H.J., Glisson J.R., fadly A.M., Mcdougald L.R., Swayne D.E. 2003: Diseases of poultry; 11 Edition; Iowa State Press; 920.

Scott D.W., Miller W.H., Griffin CE., 1995: Muller & Kirk's Small Animal Dermatology 5th édition.

Scott D.W. 1988 : Large animal dermatology, Philadelphia, W.B. Saunders Company

Shirinov, F.B., Ibragimova, A.I., Misirov, Z.G., 1972: The dissemination of the virus of fowl-pox by the mite *Dermanyssus gallinae*. *Veterinaria* 4, 48–49.

Šibalić, S. and Cvetković, Lj. 1996 : Parazitske bolesti domaćih životinja; [Parasitoses of domestic animals] Univerzitet u Beogradu; 390-391.

Sikes, R.K., Chamberlain, R.W., 1954. Laboratory observations on three species of bird mites. *J. Parasitol.* 40, 691–697.

Simić, Č. and Živković, V. Simić Č. and Živković B. 1958 : Artropodi paraziti čoveka i domaćih životinja [Arthropode parasites of humans and domestic animals]; Medicinska knjiga; Belgrade-Zagreb; 107-109.

Tucci, E.C., Guimaraes, J.H., 1998. Biologia de *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) (Acari Dermanyssidae). *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* 7, 27–30.

Unoune 1998 : The Merck veterinary manual; Merck & CO., INC.; Eighth Edition; 1958-1959.

Valiente Moro, C., Vernozy-Rozand, C., Desloire, S., Chauve, C., Zenner, L., 2007 : Comparison of the VIDAS system, FTA filter based PCR and culture on SM ID for detecting Salmonella in *Dermanyssus gallinae*. *Lett. Appl. Microbiol.* 44, 431–436.

Van Emous 2005 : Wage war against the red mite ; *Poultry international*; volume 44, Number 11; 26-33.

Veronika Maurer, 2006 : www.Fibl.org

Wood, H.P., 1917 : The Chicken Mite, its Life History and Habits, vol. 553. U.S. Dep. Agric. *Agric. Inf. Bull.*, pp. 1–15

ZEMAN P. STIKA V. SKALKA B. BARTIK M., DUSBABEK F., LAVICKOVA M. 1982 : Potential rôle of *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) in the circulation of the agent of pullurosis-typhus in hens. *Folia Parasitologica (Praha)*, 29, 371-374.

Zeman P. 1987 : Encounter the poultry red mite résistance to acaricides in Czechoslovak poultry-farming. *Folia Parasitologica*, 34, 369-373.

Zeman P. 1988 : Surface skin lipids of birds a proper host kairomone and feeding inducer in the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*; Exp Appl Acarol; Sept; 5(1-2): 163-173.

ZEMAN P. 1991 : Synergism and antagonism in mixtures of acaricides for controlling the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778). Modern Acarology, Vol.2, 759-764.

Zemskaya, A.A., Pchelkina, A.A., 1967 : Gamasoid mites and Q fever. In: Problemy Parazitologii, Markevich, Kiev, pp. 258–259.

Résumé

Dermanyssus gallinae est le parasite le plus important pour la filière des poules pondeuses. C'est un ectoparasite intermittent, avec hémato-phagie nocturne. L'impact économique de ce parasite est très élevé du fait de la chute de ponte et des taux de mortalité qu'il engendre.

Dans l'optique d'une meilleure connaissance de son statut dans notre pays, nous avons réalisé une étude pour la recherche du pou rouge dans deux élevages de poules pondeuses dans la région de Jijel et un autre à Tizi Ouzou. Les résultats négatifs obtenus dans ces trois élevages ne reflètent en aucun cas la prévalence de cet acarien dans les régions d'étude, du fait que le nombre de sites étudiés n'est pas suffisant pour en déduire un constat épidémiologique.

Mots clés : *Dermanyssus gallinae*, poules pondeuses, hémato-phagie, parasite.

Abstract

The poultry red mite *Dermanyssus gallinae* is regarded as the most important parasite of laying hens. The haematophagous mite is a nocturnal feeder. The economic impact of this parasite is very high because of falling bridges and mortality rates that engenders.

We have achieved in this work a study for the detection of red mite in two poultry farms in Jijel and another in Tizi Ouzou. The negative results we obtained do not reflect the prevalence of this mite in the region because the number of livestock is not considered sufficient to pretend that these are free regions.

Key words: *Dermanyssus gallinae*, poultry, haematophagous, parasite

المخلص

يعتبر القمل الأحمر دارمانيسوس قالينا من أهم الطفيليات التي تصيب الدجاج البيوض هذا الطفيلي يتغذى على دم الدجاج ليلا . الأثر الاقتصادي الناتج عنه مرتفع للغاية بسبب انخفاض معدلات إنتاج البيض و الوفيات التي يسببها.

لقد أنجزنا في هذا العمل دراسة للكشف عن القمل الأحمر في موقعين لتربية الدجاج البيوض بمنطقة جيجل و آخر في منطقة تيزي وزو . النتائج السلبية التي حصلنا عليها لا تدل على عدم وجود القمل الأحمر في هذه المناطق لأن العدد المحدود لمواقع تربية الدجاج البيوض التي أنجزنا فيها هذا العمل غير كاف للحكم بان هذه المناطق خالية من هذا الطفيلي

مصطلحات ؛ دارمانيسوس قالينا، الدجاج البيوض، الطفيليات