

1 **Prévalences, facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition à *Coxiella***
2 ***burnetii*, *Chlamydia abortus* et *Toxoplasma gondii* chez la vache laitière ayant avorté en Algérie**

3 N. Djellata ^{(1)*}, A. Yahimi ⁽¹⁾, C. Hanzen ⁽²⁾, C. Saegerman ^{(3)#} & R. Kaidi ^{(1)#}

4

5 (1) Laboratoire des biotechnologies liées à la reproduction animale, Institut des sciences
6 vétérinaires, Université de Blida 1, B.P. 270, route de Soumaa, 09000 Blida, Algérie. E-mail :
7 nadia.djellata@yahoo.fr; yahimi72@yahoo.fr; Kaidirachid@yahoo.fr

8 (2) Département des productions animales, Faculté de médecine vétérinaire, Université de Liège,
9 Quartier Vallée 2, Avenue de Cureghem 7d, B42, 4000 Liège, Belgique. E-mail :
10 Christian.Hanzen@uliege.be

11 (3) Unité de recherche en épidémiologie et analyse de risques appliquées aux sciences vétérinaires
12 (UREAR-ULiège), Fundamental and Applied Research for Animal and Health (FARAH) Center,
13 Département des maladies infectieuses et parasitaires, Faculté de médecine vétérinaire, Université
14 de Liège, Quartier Vallée 2, Avenue de Cureghem 7A, B42, 4000 Liège, Belgique. E-mail :
15 Claude.saegerman@uliege.be

16 *Auteure chargée de la correspondance : nadia.djellata@yahoo.fr

17 #Ces deux auteurs ont contribué à part égale à l'encadrement de ce travail

18

19 **RÉSUMÉ**

20 En Algérie, la prévalence des causes d'avortements des élevages bovins laitiers que celles-ci soient
21 d'origine infectieuse ou non infectieuse a été peu étudiée. Cette étude concerne une analyse
22 sérologique, à l'aide d'un test ELISA (méthode immuno-enzymatique), de prélèvements sanguins
23 issus de 368 vaches ayant avorté provenant de 124 élevages et complétée par un formulaire
24 d'enquête visant à identifier, par une régression logistique unie puis multivariée, des facteurs
25 associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition à *Coxiella burnetii*, *Chlamydia abortus* et
26 *Toxoplasma gondii*. Les séroprévalences individuelles obtenues ont été respectivement de 8,4 %

1 (31/368) pour *C. burnetii* et de 12,2 % (45/368) pour *C. abortus*. Pour *T. gondii*, la séroprévalence
2 individuelle était de 13,8 % (51/368) avec comme facteurs associés à un risque augmenté
3 d'exposition individuelle, le quatrième mois de gestation (OR = 22,68 ; IC 95 % : 1,38 – 392,97) et
4 le cinquième mois de gestation (OR = 25,51 ; IC 95 % : 1,47 – 442,11). Les autres facteurs
5 identifiés par la régression logistique multivariée sont tous des facteurs associés à un risque diminué
6 d'exposition. Ils concernent l'année de visite en 2015 (OR = 0,0006 ; IC 95 % : 0,000004 – 0,12) et
7 en 2016 (OR = 0,0005 ; IC 95 % : 0,000002 – 0,13) et l'insémination artificielle (OR = 0,15 ; IC
8 95 % : 0,05 – 0,44) pour *C. burnetii* ; l'hiver (OR = 0,39 ; IC 95 % : 0,15 – 1,00) et le printemps
9 (OR = 0,45 ; IC 95 % : 0,20 – 0,97) et l'insémination artificielle (OR = 0,27 ; IC 95 % : 0,13 – 0,56)
10 pour *C. abortus* ; et le nombre de gestations (OR = 0,38 ; IC 95 % : 0,16 – 0,92) pour *T. gondii*. La
11 séroprévalence obtenue à l'échelle du troupeau a été respectivement de 16,1 % (20/124) pour
12 *C. burnetii* et 29,8 % (37/124) pour *C. abortus* et *T. gondii*. À l'échelle des troupeaux, les facteurs
13 associés à un risque augmenté d'exposition à *C. abortus* et *T. gondii* concernent respectivement la
14 pratique du déparasitage (OR = 3,89 ; IC 95 % : 1,53 – 9,89) et le forage personnel comme source
15 d'abreuvement (OR = 7,50 ; IC 95 % : 2,11 – 26,69). Pour *C. burnetii*, l'année de visite en 2015
16 (OR = 0,02 ; IC 95 % : 0,0008 – 0,65) et en 2016 (OR = 0,01 ; IC 95 % : 0,0003 – 0,36),
17 l'insémination artificielle (OR = 0,21 ; IC 95 % : 0,06 – 0,69), et l'éradication des rongeurs (OR =
18 0,19 ; IC 95 % : 0,06 – 0,57) sont des facteurs de diminution du risque d'exposition.

19

20 **MOTS CLÉS**

21 Algérie – Avortement – *Chlamydia abortus* – *Coxiella burnetii* – *Toxoplasma gondii* – Facteur de
22 risque – Facteur protecteur – Prévalence – Test ELISA.

23

24 **INTRODUCTION**

25 Les avortements d'origine infectieuse sont considérés comme l'une des principales causes de pertes
26 économiques pour les élevages bovins du fait de l'augmentation de l'intervalle entre vêlages, de la

1 perte en veaux, de la diminution de la production laitière, des frais thérapeutiques et de l'achat
2 d'animaux de remplacement (1). La majorité d'entre eux sont d'origine infectieuse et sont
3 imputables à des causes bactériennes, virales, parasitaires ou mycosiques (2, 3). Leur diagnostic
4 étiologique implique nécessairement la prise de prélèvements et leur analyse en laboratoire en vue
5 de déterminer notamment la concentration sérologique en anticorps spécifiques et/ou la présence
6 d'éléments génomiques de l'agent pathogène. Cette détermination fait appel à de multiples
7 techniques, communes à la recherche de *Coxiella burnetii*, *Chlamydia abortus* et *Toxoplasma*
8 *gondii*, telles que l'amplification en chaîne par polymérase (PCR), la PCR en temps réel, le test
9 ELISA (méthode immuno-enzymatique) ou le test d'immunofluorescence indirecte (4, 5, 6).

10 De nombreuses études ont caractérisé, la plupart du temps au moyen d'un test ELISA, la
11 séroprévalence individuelle et de troupeaux et les facteurs associés à un risque augmenté ou
12 diminué d'exposition à *Coxiella burnetii*, *Chlamydia abortus* et/ou *Toxoplasma gondii*. De ces
13 études, il ressort que la séroprévalence individuelle varie de 0,8 à 89,5 % pour *Coxiella burnetii* (7,
14 8), de 0,73 à 51,3 % pour *Chlamydia abortus* (9, 10) et de 2,7 à 83,4 % pour *Toxoplasma gondii*
15 (11, 12). La séroprévalence de troupeaux varie, quant à elle, de 10 à 81,6 % pour *Coxiella burnetii*
16 (7, 13), de 57 à 66,3 % pour *Chlamydia abortus* (14, 15) et de 44,8 à 100 % pour *Toxoplasma*
17 *gondii* (12, 16).

18

19 Les facteurs associés à un risque augmenté d'exposition à *Coxiella burnetii* et rapportés dans la
20 littérature sont l'augmentation de l'âge des animaux (17), l'automne (18), la race Holstein (17),
21 l'augmentation du nombre d'animaux dans l'élevage, la présence de tiques (13), la cohabitation de
22 bovins avec des ovins (13), l'introduction de nouveaux bovins dans l'élevage (19), l'absence de
23 quarantaine (20), l'augmentation des rotations de bovins entre élevages (13, 21) et le non-respect
24 des règles de biosécurité en matière d'équipement ou d'insémination artificielle (22).
25 L'augmentation de l'âge des animaux (23), de la taille des troupeaux (24) ou les cas d'avortements
26 antérieurs (23) ont été reconnus comme facteurs associés à un risque augmenté d'exposition à

1 *Chlamydia abortus*. Enfin, selon différentes études, l'âge des animaux, la contamination de l'eau
2 d'abreuvement et la présence de chats dans l'exploitation (23) constituent des facteurs associés à un
3 risque augmenté d'exposition à *Toxoplasma gondii*.

4 Les données citées ci-dessus illustrent l'importance de ces pathologies chez les bovins. Néanmoins,
5 l'implication de ces germes zoonotiques dans les avortements a été très peu étudiée dans le contexte
6 algérien. Aussi, il nous a paru intéressant d'évaluer la prévalence d'exposition à ces trois germes
7 zoonotiques dans des cas d'avortements bovins à l'échelle individuelle et de troupeau à l'aide de
8 tests ELISA et de chercher différents facteurs associés à un risque augmenté ou diminué
9 d'exposition aux trois pathogènes considérés. L'utilisation du test ELISA a été privilégiée vu qu'il
10 est sensible, spécifique, fiable et applicable au dépistage à grande échelle. Il permet de suspecter un
11 contact entre l'animal et l'agent infectieux (exposition), sans pour autant incriminer forcément cet
12 agent comme responsable de l'avortement. Seule la mise en évidence de l'agent infectieux dans
13 l'avorton et les produits annexes, par exemple par le biais de la méthode PCR, permettra d'imputer
14 la responsabilité de l'agent dans l'avortement.

15

16 **MATÉRIELS ET MÉTHODES**

17 **Zone d'étude et échantillonnage**

18 L'étude a été réalisée entre les mois d'octobre 2014 et juin 2016. Elle concerne 368 cas
19 d'avortements cliniques chez 52 génisses et 316 vaches provenant de 124 élevages déclarés
20 indemnes de brucellose et de tuberculose et situés dans le nord de l'Algérie (plaine de la Mitidja).
21 Cet échantillon représente environ 1 % des génisses et vaches présentes dans la région. Le nombre
22 de femelles en âge de reproduction détenues par élevage et le nombre d'avortements enregistrés
23 durant la période d'étude était respectivement compris entre 4 et 180 et entre 1 et 21, en fonction du
24 troupeau considéré (**Fig. 1**).

25 ☞ **Lieu d'insertion de la Figure 1**

26 La région de la Mitidja est située dans le nord de l'Algérie et composée des wilayas de Blida, Alger,

1 Tipaza et Boumerdès. C'est une grande plaine agricole connue pour la production d'agrumes et de
2 vignes. D'une superficie de 1 400 km², elle s'étend sur une longueur de 100 km et une largeur de 5
3 à 20 km avec une altitude moyenne de 50 m. Le climat est méditerranéen avec une influence
4 continentale (le sirocco en été), des hivers pluvieux et doux et des étés chauds et secs. La population
5 animale est composée approximativement de 67 000 bovins (dont 34 000 vaches), 155 000 ovins
6 (dont 61 500 brebis), 26 000 caprins (dont 12 000 chèvres) et 700 équins (dont 120 juments).

7 La détection d'un avortement clinique étant seulement possible par l'éleveur à partir du troisième
8 mois de gestation, seule la déclaration des avortements observés au-delà de cette période a été
9 considérée dans cette étude. À la suite de cette déclaration, une visite de l'élevage a été réalisée.
10 Elle a permis de collecter les données nécessaires à l'évaluation des facteurs associés à un risque
11 augmenté ou diminué d'exposition aux trois causes d'avortements étudiées. Ces données concernent
12 l'année de visite de l'élevage (2014, 2015 ou 2016), le nombre de bovins, le nombre de femelles, le
13 type de stabulation (libre, entravée ou semi-entravée, c'est-à-dire lorsque les animaux sont confinés
14 à l'intérieur du bâtiment d'élevage lors de la traite et pendant la nuit et à l'extérieur du bâtiment
15 pour le pâturage ou le maintien en aire de repos), la pratique du pâturage, le mode d'insémination
16 (insémination artificielle ou saillie naturelle), la saison de l'avortement (printemps, été, automne,
17 hiver), les conditions de conservation des aliments (bonne, moyenne, mauvaise), la source
18 d'abreuvement (conduite communale, citerne, forage profond, puits superficiel, ruisseau), le
19 déparasitage ou non des animaux, l'application ou non d'un plan de contrôle des rongeurs et autres
20 nuisibles, la fréquence estimée des avortements, l'achat ou non de nouveaux animaux au cours des
21 douze derniers mois et les vaches qui ont avorté sur base de l'identification de l'avorton
22 (avortement clinique) ou du retour en chaleurs de l'animal après une confirmation de la gestation
23 (avortement sub-clinique).

24 Chaque vache ayant avorté a fait l'objet d'un prélèvement de 5 ml de sang, réalisé par un
25 vétérinaire, au niveau de la veine caudale au moyen d'un tube sec de type Vacutainer. Les
26 prélèvements ont été réalisés dans un délai maximum de deux mois après la déclaration de chaque

1 avortement ; ce qui réduit les chances de trouver des anticorps à un taux très faible. Les
2 prélèvements ont ensuite été acheminés au laboratoire dans une glacière à une température de + 4°C
3 puis centrifugés pendant 5 min à 3 000 tours par minute. Les sérums ont été conservés à une
4 température de – 20°C jusqu’au moment de la réalisation des tests sérologiques.

5 **Analyses sérologiques**

6 La présence d’anticorps *anti-Coxiella burnetii*, *anti-Chlamydia abortus* et *anti-Toxoplasma gondii* a
7 été détectée au moyen de kits ELISA (IDVET, Montpellier, France). Le kit utilisé pour la recherche
8 des anticorps *anti-Coxiella burnetii* est le kit ID Screen® Q Fever Indirect Multi-species utilisant
9 une souche *Coxiella burnetii* phases I et II, isolée en France à partir du placenta d’un avortement
10 bovin. Les spécificité et sensibilité diagnostiques annoncées de ce test par le producteur sont
11 respectivement de 100 % (IC 95 % : 98,49 – 100) et 100 % (IC 95 % : 88,65 – 100). Celui utilisé
12 pour la recherche des anticorps *anti-Chlamydia abortus* est le kit ID Screen® *Chlamydia abortus*
13 Indirect Multi-species utilisant un antigène synthétisé issu de la Momp (Major outer membrane
14 protein) présentant une spécificité pour *Chlamydia abortus*. Les spécificité et sensibilité
15 diagnostiques annoncées de ce test par le producteur sont respectivement de 100 % (IC 95 % :
16 93,38 – 100) et 70 % (IC 95 % : 53,5 – 83,4). La recherche des anticorps *anti-Toxoplasma gondii*
17 dans le sérum bovin a été réalisée au moyen du kit ID Screen® Toxoplasmosis Indirect Multi-
18 species utilisant l’antigène P30 spécifique de *Toxoplasma gondii*. Les spécificité et sensibilité
19 diagnostiques annoncées de ce test par le producteur sont respectivement de 99,42 % (IC 95 % :
20 98,5– 99,7) et 98,36 % (IC 95 % : 95,29 – 99,44). Les tests utilisés ont été validés sur base d’une
21 densité optique des contrôles positifs (DOcp) supérieure à 0,35 pour *Coxiella burnetii*, *Chlamydia*
22 *abortus* et *Toxoplasma gondii*, et d’un rapport entre la moyenne des contrôles positifs (DOcp) et la
23 moyenne des contrôles négatifs (DOcn) supérieure à 3 pour *Coxiella burnetii* et *Chlamydia abortus*
24 et à 3,5 pour *Toxoplasma gondii*. Ces deux conditions étant réunies, une mesure des densités
25 optiques des échantillons testés à une longueur d’onde de 450 nm a été réalisée. Les pourcentages
26 S/P (*sample* [pour échantillon] / *positive* [pour sérum de contrôle positif]) ont été calculés en

1 appliquant l'équation 1 et interprétés selon la notice du fabricant des tests ELISA (Tableau I).

$$2 \quad \frac{S}{P} \% = \frac{DO \text{ échantillon}}{DO \text{ contrôle positif}} \times 100 \quad (\text{Équation 1})$$

3 Un élevage a été considéré comme séropositif si au moins une vache appartenant à cet élevage était
4 séropositive. La séroprévalence a été calculée en divisant le nombre de sérums sérologiquement
5 positifs et douteux sur le nombre total des sérums analysés.

6 ☛ **Lieu d'insertion du Tableau I**

7 **Analyse statistique**

8 Le taux de prévalence réelle (PR) individuelle de *Coxiella burnetii*, *Chlamydia abortus* et
9 *Toxoplasma gondii* a été estimé à partir du taux de prévalence apparente (PA) calculé dans cette
10 étude (c'est-à-dire la séroprévalence) et des valeurs de spécificité (Sp) et sensibilité (Se)
11 diagnostiques individuelles annoncées par le producteur des kits, en utilisant la formule de Rogan et
12 Gladen (25) :

$$13 \quad PR = \frac{PA + Sp - 1}{Se + Sp - 1} \quad (\text{Équation 2})$$

14 Pour les valeurs de prévalence apparente, spécificité et sensibilité des différents tests ELISA, une
15 variable uniforme tenant compte des valeurs extrêmes de l'intervalle de confiance 95 % a été
16 utilisée et un modèle de simulation stochastique (1 000 simulations Monte Carlo) a été mis en
17 œuvre sous @Risk 7.5.2 (Palisade Corporation, Ithaca, New York, États-Unis d'Amérique) afin
18 d'estimer la prévalence réelle assortie d'un intervalle de confiance (IC) à 95 % en utilisant
19 l'équation 2.

20 L'identification statistique des facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition aux
21 trois pathogènes d'intérêt a été effectuée en utilisant STATA / SE Acad. 14.2 (Stata Corp., College
22 Station, Texas, États-Unis d'Amérique). Dans une première étape, un modèle à effets mixtes à
23 plusieurs niveaux a été utilisé pour prendre en compte l'éventuel niveau « troupeaux » comme effet
24 aléatoire. Comme l'effet aléatoire n'a pas été observé, une régression logistique a été utilisée pour
25 modéliser les probabilités qu'un animal soit séropositif ou douteux en fonction des facteurs associés
26 à un risque augmenté ou diminué d'exposition aux pathogènes étudiés. L'identification initiale des

1 facteurs potentiels associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition pour les trois maladies
2 étudiées a été effectuée dans un premier temps au moyen d'une régression univariée. Dans un
3 second temps, une régression logistique multivariée incluant toutes les variables ayant une valeur de
4 $P < 0,20$ à l'analyse univariée a été utilisée. Enfin, dans le modèle multivarié initial, les variables
5 non significatives ($P > 0,05$) ont été supprimées dans une approche pas à pas (à partir de la variable
6 la moins significative, c'est-à-dire la variable avec la valeur de P la plus élevée). À chaque étape, un
7 test de rapport de vraisemblance a permis de comparer les modèles complexe et simplifié. Lorsqu'il
8 n'y avait pas de différence significative entre ceux-ci, le modèle simplifié a été retenu. Les
9 corrélations entre variables ayant passé l'analyse univariée n'ont pas été testées car elles n'avaient
10 pas de pertinence biologique.

11

12 **RÉSULTATS**

13 **Taux de prévalence individuelle et de troupeaux**

14 Les taux de séroprévalence apparente individuelle (résultats positifs et douteux) de *Coxiella*
15 *burnetii*, *Chlamydia abortus* et *Toxoplasma gondii* ont été respectivement de 8,42 % (31/368),
16 12,23 % (45/368) et 13,86 % (51/368) (Tableau II) (Annexe 1). Aucune vache n'a présenté
17 simultanément des anticorps *anti-Coxiella burnetii* et/ou *anti-Chlamydia abortus* et/ou *anti-*
18 *Toxoplasma gondii*. En outre, les pourcentages de sérums douteux pour *Coxiella burnetii*,
19 *Chlamydia abortus* et *Toxoplasma gondii* ont été respectivement de 1,6 %, 3 % et 3,5 %.

20 En utilisant la formule de Rogan et Gladen (25) (Équation 2), les taux de prévalence réelle
21 individuelle de *Coxiella burnetii*, *Chlamydia abortus* et *Toxoplasma gondii* ont été estimés
22 respectivement à 8,45 (IC 95 % : 5,33 – 11,78), 17,67 % (IC 95 % : 11,17– 25,97) et 13,70 %
23 (IC 95 % : 10,04 – 17,45).

24 Les taux de séroprévalence apparente à l'échelle des troupeaux ont été pour *Coxiella burnetii*,
25 *Chlamydia abortus* et *Toxoplasma gondii* respectivement de 16,13 % (20/124), 29,84 % (37/124) et
26 29,84 % (37/124) (Tableau II). L'analyse de la répartition des réponses sérologiques vis-à-vis des

1 trois germes recherchés a montré la présence simultanée d'anticorps *anti-Toxoplasma gondii*, *anti-*
2 *Chlamydia abortus* et *anti-Coxiella burnetii* dans 0,8 % des élevages ; d'anticorps *anti-Toxoplasma*
3 *gondii* et *anti-Chlamydia abortus* dans 2,4 % des élevages et d'anticorps *anti-Toxoplasma gondii* et
4 *anti-Coxiella burnetii* dans 0,8 % des élevages.

5 ☞ **Lieu d'insertion du Tableau II**

6 **Facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition aux trois pathogènes** 7 **d'intérêt**

8 Au niveau individuel, aucun des facteurs étudiés par le modèle de régression logistique multivariée
9 ne s'est révélé être un facteur associé à un risque augmenté d'exposition à *Coxiella burnetii*.
10 Cependant, l'année de visite en 2015 (OR = 0,0006 ; IC 95 % : 0,000004 – 0,12 ; $P = 0,006$) et en
11 2016 (OR = 0,0005 ; IC 95 % : 0,000002 – 0,13 ; $P = 0,007$) ainsi que la pratique de l'insémination
12 artificielle (OR = 0,15 ; IC 95 % : 0,05 – 0,44 ; $P = 0,001$) étaient des facteurs associés à un risque
13 diminué d'exposition à *Coxiella burnetii*.

14 De même, l'hiver (OR = 0,39 ; IC 95 % : 0,15 – 1,00 ; $P = 0,05$), le printemps (OR = 0,45 ;
15 IC 95 % : 0,20 – 0,97 ; $P = 0,04$) et la pratique de l'insémination artificielle (OR = 0,27 ; IC 95 % :
16 0,13 – 0,56 ; $P < 0,001$) se sont révélés être des facteurs associés à un risque diminué d'exposition
17 à *Chlamydia abortus*.

18 En ce qui concerne *Toxoplasma gondii*, le quatrième mois de gestation (OR = 22,68 ; IC 95 % :
19 1,38 – 392,97 ; $P = 0,03$) et le cinquième mois de gestation (OR = 25,51 ; IC 95 % : 1,47 – 442,11 ;
20 $P = 0,03$) se sont révélés être des facteurs associés à un risque augmenté d'exposition. Par contre, la
21 troisième lactation est un facteur associé à un risque diminué d'exposition à *Toxoplasma gondii*
22 (OR = 0,38 ; IC 95 % : 0,16 – 0,92 ; $P = 0,03$).

23 À l'échelle du troupeau (Tableau III), le déparasitage des animaux et l'utilisation d'un forage
24 personnel comme source d'abreuvement se sont révélés être des facteurs associés respectivement à
25 un risque augmenté d'exposition à *Chlamydia abortus* (OR = 3,89 ; IC 95 % : 1,53 – 9,89 ;
26 $P = 0,005$) et à *Toxoplasma gondii* (OR = 7,50 ; IC 95 % : 2,11 – 26,69 ; $P < 0,001$). En ce qui

1 concerne *Coxiella burnetii*, aucun facteur associé à un risque augmenté d'exposition n'a été
2 identifié par l'analyse de la régression logistique multivariée. Par contre, les facteurs analysés
3 suivants étaient associés à un risque diminué d'exposition à ce pathogène : l'année de visite en 2015
4 (OR = 0,02 ; IC 95 % : 0,0008 – 0,65 ; P = 0,027) et en 2016 (OR = 0,01 ; IC 95 % : 0,0003 – 0,36 ;
5 P = 0,011), l'insémination artificielle pratiquée par un vétérinaire ou un technicien-inséminateur
6 formé (OR = 0,21 ; IC 95 % : 0,06 – 0,69 ; P = 0,01) et l'application d'un plan de contrôle des
7 rongeurs et autres nuisibles (OR = 0,19 ; IC 95 % : 0,06 – 0,57 ; P = 0,003).

8 ☞ **Lieu d'insertion du Tableau III**

9

10 **DISCUSSION**

11 **Prévalence et facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition à *Coxiella*** 12 ***burnetii***

13 ***Séroprévalence***

14 La séroprévalence individuelle vis-à-vis de *Coxiella burnetii* a été estimée à 8,4 % (population de
15 vaches laitières avortées). Celle-ci peut être comparée à d'autres études réalisées dans le même
16 contexte (avortements bovins) et utilisant la même technique sérologique de diagnostic (ELISA). La
17 séroprévalence observée dans cette étude est inférieure à celle observée de 23,9 % dans la région de
18 Tiaret en Algérie (26), de 16,2 % en Tunisie (27), de 25 % en Iran (28), de 44,9 % en Italie (18) et
19 de 11,6 % en République populaire de Chine (29). Dans notre étude, la séroprévalence
20 « troupeaux » de *Coxiella burnetii* est de 16,1 %, valeur légèrement inférieure à celle de 22 %
21 retrouvée dans la région de Bejaia en Algérie, en 2016 (30). En revanche, elle est assez similaire à
22 celle de 13,4 % retrouvée en Lettonie, en 2017 (31) et de 15,6 % au Bangladesh, en 2016 (32).

23 ***Facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition à *Coxiella burnetii****

24 Aucun lien statistiquement significatif n'a pu être établi entre la séroprévalence vis-à-vis de
25 *Coxiella burnetii* et différents facteurs associés à un risque augmenté d'exposition et recherchés tant
26 à l'échelle de l'individu que du troupeau. Seuls des facteurs associés à un risque diminué

1 d'exposition ont pu être identifiés. Ainsi, à l'échelle de l'individu et du troupeau, l'année de visite
2 en 2015 et en 2016 a présenté moins de cas séropositifs à *Coxiella burnetii* comparée à l'année
3 2014. L'hypothèse la plus probable est liée aux précipitations. En Algérie, le nombre mensuel
4 moyen de jours de précipitations observé au cours des années 2014 (étude couvrant les trois
5 derniers mois de l'année), 2015 (étude couvrant l'année complète) et 2016 (étude couvrant les six
6 premiers mois de l'année) ont été respectivement de 8, 4,42 et 4,67. Ce risque diminué d'exposition
7 à *Coxiella burnetii* lié aux précipitations a déjà été observé en Suède chez les troupeaux de vaches
8 laitières (21). L'absence d'accès gratuit aux données concernant la vitesse et la direction des vents
9 durant la période d'étude dans la zone géographique d'intérêt n'a malheureusement pas permis
10 d'évaluer leurs impacts sur *Coxiella burnetii*.

11 La pratique de l'insémination artificielle par un vétérinaire ou un technicien formé constitue un
12 facteur associé à un risque diminué d'exposition à *Coxiella burnetii* et ce, à la fois au niveau
13 individuel et du troupeau. Cette observation peut être mise en relation avec le fait que dans une
14 étude antérieure, la prévalence d'exposition à *Coxiella burnetii*, estimée dans le lait de grand
15 mélange, s'est avérée plus élevée dans les troupeaux laitiers où l'insémination artificielle était
16 pratiquée par une autre personne qu'un technicien de l'insémination artificielle (OR = 7,7 ;
17 IC 95 % : 2,1 – 17,0) (22).

18 À l'échelle du troupeau, l'application d'un plan de contrôle des rongeurs et autres nuisibles a été
19 mise en relation avec une plus faible exposition à *C. burnetii*. L'acide désoxyribonucléique de *C.*
20 *burnetii* a déjà été trouvé chez des rats bruns (*Rattus norvegicus*) et des rats noirs (*Rattus rattus*) se
21 trouvant dans des élevages de bovins aux Pays-Bas (33). Le rat est considéré comme un hôte
22 potentiel de *C. burnetii* et dès lors, l'excrétion de la bactérie est susceptible de souiller des aliments
23 destinés aux bovins.

24

1 **Prévalence et facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition à *Chlamydia*** 2 ***abortus***

3 ***Séroprévalence***

4 La séroprévalence individuelle de *Chlamydia abortus* a été estimée à 12,2 %. Celle-ci peut être
5 comparée à des études sérologiques menées sur des cas d'avortements bovins. En effet, la
6 séroprévalence obtenue dans le cadre de cette étude est comparable à celle de 12,6 % obtenue en
7 Hongrie (34). Elle est cependant inférieure à celle de 37,1 % observée en Tunisie (27), de 18,18 %
8 obtenue en République populaire de Chine sur des sérums analysés par un test d'hémagglutination
9 indirecte (35) et de 71,4 % obtenue à Taipei chinois sur des sérums analysés par un test ELISA (10).
10 À l'échelle du troupeau, la séroprévalence de *Chlamydia abortus* obtenue a été de 29,8 %, valeur
11 nettement inférieure à celle de 66,7 % observée en Tunisie sur des sérums analysés par un test
12 ELISA (27). Cette différence est probablement imputable à des contextes et protocoles d'études
13 différents.

14 ***Facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition à *Chlamydia abortus****

15 À l'échelle individuelle, l'hiver et le printemps ont été identifiés comme des facteurs associés à un
16 risque diminué d'exposition à *Chlamydia abortus*. Ce résultat n'est pas en parfaite concordance
17 avec celui rapporté au Mexique (36) où le risque d'avortement en général est apparu plus élevé
18 durant les périodes pluvieuses et venteuses de l'hiver que durant la saison sèche dans des élevages
19 de vaches croisées à viande. Toutefois, l'augmentation de la prévalence des avortements en période
20 hivernale a également été rapportée en Irlande (37).

21 Le recours à l'insémination artificielle a été identifié comme un facteur associé à un risque diminué
22 d'exposition à *Chlamydia abortus*. Cette observation rejoint celle constatée lors d'une étude menée
23 en Allemagne (38) où le recours à la saillie naturelle constituait un facteur de risque imputable à la
24 présence fréquente de *Chlamydia abortus* chez les taureaux atteints de vésiculite (39) ou même
25 cliniquement sains (40). Ces derniers peuvent s'infecter et constituer des vecteurs de la
26 chlamydie, le risque d'avortement étant 6,6 fois supérieur chez les vaches séropositives (41).

1 À l'échelle du troupeau, la pratique du déparasitage des animaux a été identifiée comme un facteur
2 associé à un risque augmenté d'exposition à *Chlamydia abortus*. Il est possible que cet effet, à
3 première vue paradoxal, soit imputable au fait que l'activité antimétabolique des benzimidazoles
4 puisse être responsable de malformations ou d'anomalies de développement du fœtus conduisant à
5 leur expulsion (42).

6 **Prévalence et facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition à *Toxoplasma*** 7 ***gondii***

8 *Séroprévalence*

9 La séroprévalence individuelle de *Toxoplasma gondii* a été estimée à 13,8 % et était très proche
10 d'autres études qui utilisaient toutes un test ELISA. Ainsi, cette valeur est proche de celle de 15,2 %
11 qui a été relevée à l'ouest de l'Algérie (26) et celle de 13,3 % qui a été relevée au Soudan (16). Elle
12 est supérieure au résultat de 5,9 % qui a été rapporté en Iran sur des sérums de vaches avortées et
13 testés à l'aide d'un test ELISA (43).

14 À l'échelle du troupeau, la séroprévalence de *Toxoplasma gondii* a été estimée à 29,8 % ; ce qui est
15 nettement inférieure à celle de 44,8 % qui a été retrouvée au Soudan (16).

16 ***Facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition à *Toxoplasma gondii****

17 À l'échelle individuelle, les quatrième et cinquième mois de gestation ont été identifiés comme des
18 facteurs associés à un risque augmenté d'exposition à *Toxoplasma gondii*. Ceci est à mettre en
19 relation avec le fait que l'avortement à *Toxoplasma gondii* s'observe entre le premier et le sixième
20 mois de gestation (44), soit un mois environ après une contamination initiale. Toutefois, ce n'est
21 qu'à partir du troisième mois de gestation que l'éleveur est susceptible de rapporter des avortements
22 cliniques.

23 Une réduction du risque d'exposition à *Toxoplasma gondii* lors de la troisième gestation a été
24 constatée, ce qui suggère le développement d'une immunité acquise. Selon les auteurs, la
25 séroprévalence de *Toxoplasma gondii* est plus élevée chez les bovins de moins d'un an (16) ou chez
26 les bovins plus âgés : > 4 ans (23), > 5 ans (45). Notons toutefois que notre étude ne concerne pas

1 les jeunes animaux.
2 À l'échelle du troupeau, la source d'abreuvement était un facteur associé à un risque augmenté
3 d'exposition à *Toxoplasma gondii*. L'eau peut être contaminée par des oocystes de *Toxoplasma*
4 *gondii* provenant des matières fécales ou des urines de chats infectés (23, 46). En Algérie, les chats
5 sont fréquemment rencontrés dans les élevages pour lutter contre l'infestation des rongeurs ce qui
6 augmente le risque de voir leurs déjections contaminer l'alimentation, l'ensilage et les sources
7 d'eau. De plus, les chats enterrent leurs excréments, ce qui contamine le sol pour longtemps car les
8 oocystes de *Toxoplasma gondii* peuvent survivre deux ans dans le sol (47). Cette contamination par
9 l'eau d'abreuvement a déjà été rapportée en République populaire de Chine (24) et au Brésil (46,
10 48).

11

12 **CONCLUSION**

13 La présente étude a permis de caractériser les prévalences sérologiques (par la technique ELISA)
14 individuelles et de troupeaux de la fièvre Q, de la chlamydie abortive et de la toxoplasmose dans
15 les élevages laitiers du nord de l'Algérie. Cette caractérisation ainsi que l'identification de facteurs
16 associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition aux pathogènes considérés constituent une
17 première étape intéressante pour la mise en place de recommandations visant à réduire la fréquence
18 des avortements. Cette étude mériterait d'être poursuivie par la réalisation d'enquêtes
19 épidémiologiques à plus large échelle associées à l'identification plus spécifiques des germes
20 impliqués lors de l'avortement par PCR.

21

22 **RÉFÉRENCES**

- 23 1. Thurmond M.C. & Picanso J.P. (1990). – A surveillance system for bovine abortion. *Prev.*
24 *Vet. Med.*, **8** (1), 41–53. doi:10.1016/0167-5877(90)90021-9.
- 25 2. Miller R.B. & Quinn P.J. (1975). – Observations on abortions in cattle: a comparison of
26 pathological, microbiological and immunological findings in aborted foetuses and foetuses

- 1 collected at abattoirs. *Can. J. Comp. Med.*, **39** (3), 270–290. Disponible en ligne :
2 www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC1277458/ (consulté le 5 juillet 2018).
- 3 3. Yang N., Cui X., Qian W., Yu S. & Liu Q.S. (2012). – Survey of nine abortifacient
4 infectious agents in aborted bovine fetuses from dairy farms in Beijing, China, by PCR. *Acta*
5 *Vet. Hung.*, **60** (1), 83–92. doi:10.1556/AVet.2012.007.
- 6 4. Porter S.R., Czaplicki G., Mainil J., Guatteo R. & Saegerman C. (2011). – Q Fever: current
7 state of knowledge and perspectives of research of a neglected zoonosis. *Int. J. Microbiol.*,
8 **2011**, Article ID 248418, 22 pp. doi:10.1155/2011/248418.
- 9 5. Longbottom D., Fairley S., Chapman S., Psarrou E., Vretou E. & Livingstone M. (2002). –
10 Serological diagnosis of ovine enzootic abortion by enzyme-linked immunosorbent assay
11 with a recombinant protein fragment of the polymorphic outer membrane protein POMP90
12 of *Chlamydia abortus*. *J. Clin. Microbiol.*, **40** (11), 4235–4243.
13 doi:10.1128/JCM.40.11.4235-4243.2002.
- 14 6. Liu Q., Wang Z.-D., Huang S.-Y. & Zhu X.-Q. (2015). – Diagnosis of toxoplasmosis and
15 typing of *Toxoplasma gondii*. *Parasit. Vectors*, **8**:292, 14 pp. doi:10.1186/s13071-015-0902-
16 6.
- 17 7. Edalati-Shokat H., Abbasi-Doulatshahi E., Hajian-Bidar H., Gharekhani J. & Rezaei A.-A.
18 (2015). – Q fever in domestic ruminants: a seroepidemiological survey in Hamedan, Iran.
19 *Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci.*, **4** (1), 589–596. Disponible en ligne :
20 www.ijcmas.com/vol-4-1/Hossein%20Edalati-Shokat,%20et%20al.pdf (consulté le 5 juillet
21 2018).
- 22 8. Nakeel M.J., Arimi S.M., Kitala P.K., Nduhiu G., Njenga J.M. & Wabacha J.K. (2016). – A
23 sero-epidemiological survey of brucellosis, Q-fever and leptospirosis in livestock and
24 humans and associated risk factors in Kajiado county-Kenya. *J. Trop. Dis.*, **4** (3), Article ID
25 1000215, 8 pp. doi:10.4172/2329-891X.1000215.
- 26 9. Praga-Ayala A.R., Montes de Oca-Jiménez R., Ortega-Santana C., Salem A.Z.M., Cubillos-

- 1 Godoy V., Fernández-Rosas P. & Monroy-Salazar H.G. (2014). – Low seroprevalence of
2 *Chlamydia abortus* in dairy cows of hot environment in southern of Mexico. *Life Sci. J.*,
3 **11** (11), 790–793. Disponible en ligne :
4 www.researchgate.net/profile/Humberto_Monroy_Salazar/publication/277247482_Low_seroprevalence_of_Chlamydia_abortus_in_dairy_cows_of_hot_environment_in_southern_of_Mexico/links/5564aaa508aec4b0f4858f6f/Low-seroprevalence-of-Chlamydia-abortus-in-dairy-cows-of-hot-environment-in-southern-of-Mexico.pdf (consulté le 7 décembre 2018).
- 8 10. Wang F., Shieh H. & Liao Y.-K. (2001). – Prevalence of *Chlamydia abortus* infection in
9 domesticated ruminants in Taiwan. *J. Vet. Med. Sci.*, **63** (11), 1215–1220.
10 doi:10.1292/jvms.63.1215.
- 11 11. Sharma R., Mcmillan M., Tiwari K., Chikweto A., Thomas D. & Bhaiyat M.I. (2014). –
12 Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infection in cattle in Grenada,
13 West Indies. *Global J. Med. Res.*, **14** (2), 3 pp. Disponible en ligne :
14 <https://pdfs.semanticscholar.org/53fc/230134dc9fe8e6a33e22014a806b42021d0d.pdf>
15 (consulté le 7 décembre 2018).
- 16 12. Garcia-Bocanegra I., Cabezón O., Hernández E., Martinez-Cruz M.S., Martinez-Moreno A.
17 & Martínez-Moreno J. (2013). – *Toxoplasma gondii* in ruminant species (cattle, sheep, and
18 goats) from Southern Spain. *J. Parasitol.*, **99** (3), 438–440. doi:10.1645/12-27.1.
- 19 13. Van Engelen E., Schotten N., Schimmer B., Hautvast J.L.A., van Schaik G. & van
20 Duijnhoven Y.T.H.P. (2014). – Prevalence and risk factors for *Coxiella burnetii* (Q fever) in
21 Dutch dairy cattle herds based on bulk tank milk testing. *Prev. Vet. Med.*, **117** (1), 103–109.
22 doi:10.1016/j.prevetmed.2014.08.016.
- 23 14. Wilson K., Sammin D., Harmeyer S., Nath M., Livingstone M. & Longbottom D. (2012). –
24 Seroprevalence of chlamydial infection in cattle in Ireland. *Vet. J.*, **193** (2), 583–585.
25 doi:10.1016/j.tvjl.2011.12.018.
- 26 15. Talafha A.Q., Ababneh M.M., Ababneh M.M. & Al-Majali A.M. (2012). – Prevalence and

- 1 risk factors associated with *Chlamydia abortus* infection in dairy herds in Jordan. *Trop.*
2 *Anim. Hlth Prod.*, **44** (8), 1841–1846. doi:10.1007/s11250-012-0146-9.
- 3 16. Elfahal A.M., Elhassan A.M., Hussein M.O., Enan K.A., Musa A.B. & El Hussein A.M.
4 (2013). – Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in dairy cattle with reproductive problems in
5 Sudan. *ISRN Vet. Sci.*, **2013**, Article ID 895165, 4 pp. doi:10.1155/2013/895165.
- 6 17. Paul S., Agger J.F., Markussen B., Christoffersen A.B. & Agerholm J.S. (2012). – Factors
7 associated with *Coxiella burnetii* antibody positivity in Danish dairy cows. *Prev. Vet. Med.*,
8 **107** (1–2), 57–64. doi:10.1016/j.prevetmed.2012.05.015.
- 9 18. Cabassi C.S., Taddei S., Donofrio G., Ghidini F., Piancastelli C., Cesidio F. & Cavirani F.S.
10 (2006). – Association between *Coxiella burnetii* seropositivity and abortion in dairy cattle of
11 Northern Italy. *New Microbiol.*, **29** (3), 211–214. Disponible en ligne :
12 <https://pdfs.semanticscholar.org/2975/e6af4aeed794f4cf429b70070967f3096c85.pdf>
13 (consulté le 5 juillet 2018).
- 14 19. Wardrop N.A., Thomas L.F., Cook E.A.J., de Glanville W.A., Atkinson P.M., Wamae C.N.
15 & Fèvre E.M. (2016). – The sero-epidemiology of *Coxiella burnetii* in humans and cattle,
16 Western Kenya: evidence from a cross-sectional study. *PLoS Negl. Trop. Dis.*, **10** (10),
17 e0005032, 17 pp. doi:10.1371/journal.pntd.0005032.
- 18 20. Cardinale E., Esnault O., Beral M., Naze F. & Michault A. (2014). – Emergence of *Coxiella*
19 *burnetii* in ruminants on Reunion Island? Prevalence and risk factors. *PLoS Negl. Trop. Dis.*,
20 **8** (8), e3055, 8 pp. doi:10.1371/journal.pntd.0003055.
- 21 21. Nusinovici S., Frössling J., Widgren S., Beaudeau F. & Lindberg A. (2015). – Q fever
22 infection in dairy cattle herds: increased risk with high wind speed and low precipitation.
23 *Epidemiol. Infect.*, **143** (15), 3316–3326. doi:10.1017/S0950268814003926.
- 24 22. Agger J.F., Paul S., Christoffersen A.-B. & Agerholm J.S. (2013). – Risk factors for
25 *Coxiella burnetii* antibodies in bulk tank milk from Danish dairy herds. *Acta Vet. Scand.*,
26 **55**:80, 3 pp. doi:10.1186/1751-0147-55-80.

- 1 23. Sun W.W., Meng Q.F., Cong W., Shan X.F., Wang C.F. & Qian A.D. (2015). – Herd-level
2 prevalence and associated risk factors for *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*,
3 *Chlamydia abortus* and bovine viral diarrhoea virus in commercial dairy and beef cattle in
4 eastern, northern and northeastern China. *Parasitol. Res.*, **114** (11), 4211–4218.
5 doi:10.1007/s00436-015-4655-0.
- 6 24. Yin L., Schautteet K., Kalmar I.D., Bertels G., Van Driessche E., Czaplicki G., Borel N.,
7 Longbottom D., Fréтин D., Dispas M. & Vanrompay D. (2014). – Prevalence of *Chlamydia*
8 *abortus* in Belgian ruminants. *Vlaams Diergeneesk. Tijdschr.*, **83** (4), 164–170. Disponible
9 en ligne : <http://vdt.ugent.be/sites/default/files/artikel2.pdf> (consulté le 5 juillet 2018).
- 10 25. Rogan W.J. & Gladen B. (1978). – Estimating prevalence from the results of a screening
11 test. *Am. J. Epidemiol.*, **107** (1), 71–76. doi:10.1093/oxfordjournals.aje.a112510.
- 12 26. Abdelhadi F.Z., Abdelhadi S.A., Niar A., Benallou B., Meliani S., Smail N.L. & Mahmoud
13 D. (2015). – Abortions in cattle on the level of Tiaret area (Algeria). *Global Vet.*, **14** (5),
14 638–645. Disponible en ligne : [www.idosi.org/gv/gv14\(5\)15/2.pdf](http://www.idosi.org/gv/gv14(5)15/2.pdf) (consulté le 5 juillet
15 2018).
- 16 27. Elandalousi R.B., Ghram A., Maaroufi A. & Mnif W. (2015). – Séroprévalence des maladies
17 abortives zoonotiques chez les ruminants au nord de la Tunisie. *Research (Lambertville)*,
18 **2**:1419, 8 pp. Disponible en ligne : www.researchgate.net/publication/280043878 (consulté le
19 5 juillet 2018).
- 20 28. Abiri Z., Khalili M., Rad M. & Sharifi H. (2016). – Detection of *Coxiella burnetii* in aborted
21 fetuses of cattle and sheep using polymerase chain reaction assay in Mashhad city, Iran. *Int.*
22 *J. Enteric Pathog.*, **4** (1), e33170, 45–48. doi:10.17795/ijep33170.
- 23 29. Ni H.-B., Liu S.-G., Jiang H.-F., Wang C.-R. & Qian A.-D. (2011). – Seroprevalence of Q
24 fever in dairy cows in northeastern China. *Afr. J. Microbiol. Res.*, **5** (23), 3964–3967.
25 doi:10.5897/AJMR11.692.
- 26 30. Agag S., Kaidi R. & Khelef D. (2016). – Séroprévalence de la fièvre Q chez les bovins de la

- 1 région de Bejaïa (Algérie). *Rev. Élev. Méd. Vét. Pays Trop.*, **69** (4), 155–159.
2 doi:10.19182/remvt.31200.
- 3 31. Boroduske A., Trofimova J., Kibilds J., Papule U., Sergejeva M., Rodze I. & Grantina-Ievina
4 L. (2017). – *Coxiella burnetii* (Q fever) infection in dairy cattle and associated risk factors in
5 Latvia. *Epidemiol. Infect.*, **145** (10), 2011–2019. doi:10.1017/S0950268817000838.
- 6 32. Rahman A., Alam M., Islam A., Fazlul Haque Bhuiyan A.K. & Anisur Rahman A.K.M.
7 (2016). – Serological and molecular evidence of Q fever in domestic ruminants in
8 Bangladesh. *Vet. Med. Int.*, **2016**, Article ID 9098416, 7 pp. doi:10.1155/2016/9098416.
- 9 33. Reusken C., van der Plaats R., Opsteegh M., de Bruin A. & Swart A. (2011). – *Coxiella*
10 *burnetii* (Q fever) in *Rattus norvegicus* and *Rattus rattus* at livestock farms and urban
11 locations in the Netherlands; could *Rattus* spp. Represent reservoirs for (re)introduction?
12 *Prev. Vet. Med.*, **101** (1-2), 124–130. doi:10.1016/j.prevetmed.2011.05.003.
- 13 34. Kreizinger Z., Szeredi L., Bacsadi Á., Nemes C., Sugár L., Varga T., Sulyok K.M., Szigeti
14 A., Ács K., Tóbiás E., Borel N. & Gyuranecz M. (2015). – Occurrence of *Coxiella burnetii*
15 and *Chlamydiales* species in abortions of domestic ruminants and in wild ruminants in
16 Hungary, Central Europe. *J. Vet. Diagn. Invest.*, **27** (2), 206–210.
17 doi:10.1177/1040638714563566.
- 18 35. Liu Q.-Y., Xu M.-J., Fu J.-H., He X.-H., Shi D.-S., Cui K.-Q., Guan S.-S. & Wang Y.-N.
19 (2013). – Seroprevalence of *Chlamydia* infection in dairy cattle in subtropical southern
20 China. *Afr. J. Microbiol. Res.*, **7** (19), 2010–2013. doi:10.5897/AJMR12.295.
- 21 36. Segura-Correa J.C. & Segura-Correa V.M. (2009). – Prevalence of abortion and stillbirth
22 in a beef cattle system in Southeastern Mexico. *Trop. Anim. Hlth Prod.*, **41** (8), 1773–
23 1778. doi:10.1007/s11250-009-9376-x.
- 24 37. Mee J.F., Berry D.P. & Cromie A.R. (2008). – Prevalence of, and risk factors associated
25 with, perinatal calf mortality in pasture-based Holstein-Friesian cows. *Animal*, **2** (4), 613–
26 620. doi:10.1017/S1751731108001699.

- 1 38. Kemmerling K., Müller U., Mielenz M. & Sauerwein H. (2009). – *Chlamydia* species in
2 dairy farms: polymerase chain reaction prevalence, disease association, and risk factors
3 identified in a cross-sectional study in western Germany. *J. Dairy Sci.*, **92** (9), 4347–4354.
4 doi:10.3168/jds.2009-2051.
- 5 39. Storz J., Carrol E.J., Ball L. & Faulkner L.C. (1968). – Isolation of a psittacosis agent
6 (*Chlamydia*) from semen and epididymis of bulls with seminal vesiculitis syndrome. *Am. J.*
7 *Vet. Res.*, **29** (3), 549–555. Disponible en ligne : [www.semanticscholar.org/paper/Isolation-](http://www.semanticscholar.org/paper/Isolation-of-a-psittacosis-agent-(Chlamydia)-from-Storz-Carroll/b4d02ca8d89ec4884f303307e87048acc710c3fd)
8 [of-a-psittacosis-agent-\(Chlamydia\)-from-Storz-](http://www.semanticscholar.org/paper/Isolation-of-a-psittacosis-agent-(Chlamydia)-from-Storz-Carroll/b4d02ca8d89ec4884f303307e87048acc710c3fd)
9 [Carroll/b4d02ca8d89ec4884f303307e87048acc710c3fd](http://www.semanticscholar.org/paper/Isolation-of-a-psittacosis-agent-(Chlamydia)-from-Storz-Carroll/b4d02ca8d89ec4884f303307e87048acc710c3fd) (consulté le 6 juillet 2018).
- 10 40. Kauffold J., Henning K., Bachmann R., Hotzel H. & Melzer F. (2007). – The prevalence of
11 chlamydiae of bulls from six bull studs in Germany. *Anim. Reprod. Sci.*, **102** (1–2), 111–
12 121. doi:10.1016/j.anireprosci.2006.10.013.
- 13 41. Wehrend A., Failing K., Hauser B., Jäger C. & Bostedt H. (2005). – Production,
14 reproductive and metabolic factors associated with chlamydial seropositivity and
15 reproductive tracts antigens in dairy herds with fertility disorders. *Theriogenology*, **63** (3),
16 923–930. doi:10.1016/j.theriogenology.2004.05.009.
- 17 42. Enriquez B. & Beugnet P. (1998). – Les intoxications des ruminants par les antiparasitaires
18 externes et les anthelminthiques. *Point Vét.*, **29** (numéro spécial : toxicologie des ruminants),
19 113–120.
- 20 43. Gharekhani J. (2014). – Seroprevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii*
21 infections in aborted cattle in Hamedan, Iran. *J. Adv. Vet. Anim. Res.*, **1** (2), 32–35.
22 doi:10.5455/javar.v1i2p32-35.
- 23 44. Vieira Fajardo H., D’ávila S., Rocha Bastos R., Dutra Cyrino C., de Lima Detoni M., Garcia
24 J.L., Batista das Neves L., Nicolau J.L. & Reis Amendoeira M.R. (2013). – Seroprevalence
25 and risk factors of toxoplasmosis in cattle from extensive and semi-intensive rearing systems
26 at Zona da Mata, Minas Gerais state, Southern Brazil. *Parasit. Vectors*, **6**:191, 8 pp.

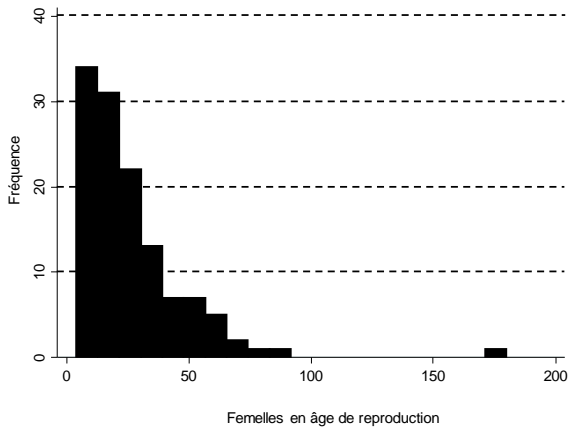
- 1 doi:10.1186/1756-3305-6-191.
- 2 45. Onyiche T.G.E. & Oluwafemi Ademola I. (2015). – Seroprevalence of anti-*Toxoplasma*
3 *gondii* antibodies in cattle and pigs in Ibadan, Nigeria. *J. Parasit. Dis.*, **39** (2), 309–314.
4 doi:10.1007/s12639-013-0350-1.
- 5 46. Albuquerque G.R., Munhoz A.D., Teixeira M., Flausino W., de Medeiros S.M. & Lopes
6 C.W.G. (2011). – Risk factors associated with *Toxoplasma gondii* infection in dairy cattle,
7 state of Rio de Janeiro. *Pesq. Vet. Bras.*, **31** (4), 287–290. doi:10.1590/S0100-
8 736X2011000400003.
- 9 47. Dubey J.P. & Beattie C.P. (1988). – Toxoplasmosis of animals and man. CRC Press, Inc.,
10 Boca Raton, Floride, États-Unis d’Amérique. 220 pp. Disponible en ligne :
11 www.cabdirect.org/cabdirect/search/?q=bn%3a%220849346185%22 (consulté le 7 décembre
12 2018).
- 13 48. Rodrigues Magalhães F.J., Ribeiro-Andrade M., Mota de Alcântara A., Pinheiro Júnior
14 J.W., de Sena M.J., Nascimento Porto W.J., da Costa Vieira R.F. & Aparecido Mota R.
15 (2016). – Risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in sheep and cattle from Fernando de
16 Noronha Island, Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.*, **25** (4), 511–515. doi:10.1590/S1984-
17 29612016051.

18

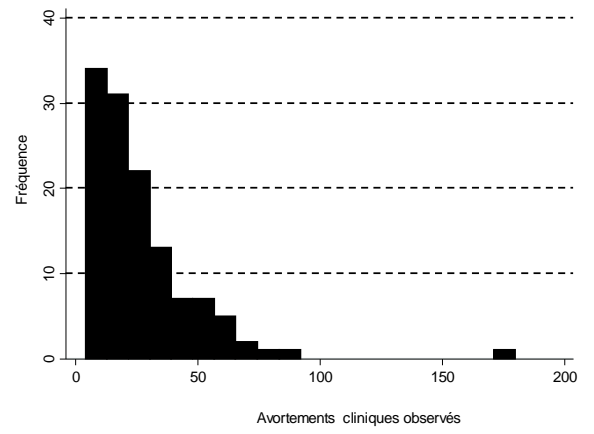
1 **Fig. 1**

2 **Histogrammes de fréquence du nombre de femelles en âge de reproduction [A] et du nombre**
3 **d'avortements cliniques observés [B] durant la période d'étude**

[A]



[B]



4
5

1 **Tableau I**

2 **Valeur des seuils d'interprétation des kits ELISA utilisés pour la détection d'anticorps dirigés**
3 **contre *Coxiella burnetii*, *Chlamydia abortus* et *Toxoplasma gondii***

Interprétation	<i>Coxiella burnetii</i>	<i>Chlamydia abortus</i>	<i>Toxoplasma gondii</i>
Infection aigüe	/	/	S/P \geq 200 %
Fortement positif	S/P > 80 %	/	/
Positif	50 % < S/P \leq 80 %	S/P \geq 60 %	50 % \leq S/P < 200 %
Douteux	40 % < S/P \leq 50 %	50 % < S/P < 60 %	40 % < S/P < 50 %
Négatif	S/P \leq 40 %	S/P \leq 50 %	S/P \leq 40 %

4 ELISA : Méthode immuno-enzymatique

5 S/P : Sample (échantillon testé) / Positive (échantillon témoin positif)

6

1 **Tableau II**

2 **Séroprévalences individuelles et de troupeaux de *Coxiella burnetii*, *Chlamydia abortus* et**

3 ***Toxoplasma gondii***

Pathogène zoonotique	Effectifs (individus)			Taux de prévalence individuelle (intervalle de confiance 95 %)	Effectifs (troupeaux)			Taux de prévalence troupeaux (intervalle de confiance 95 %)
	P	D	N	= (P+D)/(P+D+N)	P	D	N	= (P+D)/(P+D+N)
<i>Coxiella burnetii</i>	25	6	337	8,42 (5,80 – 11,74)	17	3	104	16,13 (10,14 – 23,80)
<i>Chlamydia abortus</i>	34	11	323	12,23 (9,06 – 16,02)	31	6	87	29,84 (21,96 – 38,71)
<i>Toxoplasma gondii</i>	38	13	317	13,86 (10,50 – 17,82)	28	9	87	29,84 (21,96 – 38,71)

- 4 D : douteux
 5 N : négatif
 6 P : positif
 7 % : pourcentage
 8

1 **Tableau III**2 **Résultats de la régression logistique multivariée à l'échelle individuelle et des troupeaux pour les facteurs de risque et facteurs de protection**
3 **associés à l'exposition à *Coxiella burnetii*, *Chlamydia abortus* et *Toxoplasma gondii***

Pathogène zoonotique	Régression logistique multivariée à l'échelle individuelle*				Régression logistique multivariée à l'échelle des troupeaux#				
	Variable	Modalité	Odds ratio (IC 95 %)	Valeur de P	Variable	Modalité	Odds ratio (IC 95 %)	Valeur de P	
<i>Coxiella burnetii</i>	Année	2014	Référence	-	Année	2014	Référence	-	
		2015	0,0006 (0,000004 – 0,12)	0,006		2015	0,02 (0,0008 – 0,65)	0,027	
		2016	0,0005 (0,000002 – 0,13)	0,007		2016	0,01 (0,0003 – 0,36)	0,011	
	Insémination artificielle ou saillie naturelle	Saillie naturelle	Référence	-	Insémination artificielle ou saillie naturelle	Saillie naturelle	Référence	-	
		Insémination artificielle	Saillie naturelle	0,21 (0,06 – 0,69)		0,01	Insémination artificielle	0,21 (0,06 – 0,69)	0,01
							Non	Référence	-
	Insémination artificielle	0,15 (0,05 – 0,44)	0,001	Eradication des rongeurs	Oui	0,19 (0,06 – 0,57)	0,003		
<i>Chlamydia abortus</i>	Saison	Automne	Référence	-	Déparasitage ou non	Non	Référence	-	
		Hiver	0,39 (0,15 – 1,01)	0,05		Oui	3,89 (1,53 – 9,89)	0,005	
		Printemps	0,45 (0,20 – 0,97)	0,04					
	Insémination artificielle ou saillie naturelle	Saillie naturelle	Référence	-					
		Insémination artificielle	0,27 (0,13 – 0,56)	< 0,001					
<i>Toxoplasma gondii</i>	Mois de gestation	3 mois	Référence	-	Abreuvement	Puits	Référence	-	
		4 mois	22,68 (1,38 – 392,97)	0,03		Forage	7,50 (2,11 – 26,69)	< 0,001	
		5 mois	25,51 (1,47 – 442,11)	0,03					
	Nombre de gestation	1	Référence	-					
		3	0,38 (0,16 – 0,92)	0,03					

4 IC : intervalle de confiance

5 *Rapport de vraisemblance (*likelihood ratio*, LR) des modèles : pour *Coxiella burnetii* (LR $\chi^2_{(22)} = 70,42$; $P < 0,0001$), pour *Chlamydia abortus* (LR $\chi^2_{(10)} =$
6 $36,29$; $P = 0,0001$) et pour *Toxoplasma gondii* (LR $\chi^2_{(9)} = 40,25$; $P < 0,0001$)

1
2
3

#Rapport de vraisemblance (*likelihood ratio*, LR) des modèles : pour *Coxiella burnetii* (LR $\chi^2_{(5)} = 21,21$; $P = 0,0007$), pour *Chlamydia abortus* (LR $\chi^2_{(2)} = 12,88$; $P = 0,0016$) et pour *Toxoplasma gondii* (LR $\chi^2_{(3)} = 11,11$; $P = 0,01$)

1 **Annexe 1**

2 **Résultats détaillés par élevage des nombres de femelles en âge de reproduction et d'avortements cliniques observés durant la période de**
 3 **l'étude ainsi que les nombres de résultats positifs, douteux et négatifs par pathogène recherché**

Élevage		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	
Nb. femelles en âge de production		180	10	13	5	9	8	37	45	39	44	50	56	65	48	63	8	15	5	13	13	4	7	4	8	11	6	5	4	13	35	31	
Nb. avortements		21	1	1	1	1	1	7	7	6	8	9	5	6	5	7	1	3	1	2	2	2	1	1	2	2	1	1	2	2	4	3	
% avortements		12	10	8	20	11	13	19	16	15	18	18	9	9	10	11	13	20	20	15	15	50	14	25	25	18	17	20	50	15	11	10	
<i>Coxiella burnetii</i>	P	6							2	1										1	1												
	D	2																				1											
	N	13	1	1	1	1	1	7	5	5	8	9	5	6	5	7	1	3	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1	2	2	4	3	
<i>Chlamydia abortus</i>	P	1									1							1								1	1				1	2	
	D															1																	
	N	20	1	1	1	1	1	7	7	6	8	8	5	6	5	6	1	2	1	2	2	2	1	1	2	1		1	2	2	3	1	
<i>Toxoplasma gondii</i>	P	2												2											1				1				
	D																																
	N	19	1	1	1	1	1	7	7	6	8	9	5	4	5	7	1	3	1	2	2	1	1	1	1		2	1	1	2	4	3	

Élevage		32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48	49	50	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	
Nb. femelles en âge de production		45	60	25	82	32	49	22	42	23	28	32	20	17	22	13	9	29	8	24	16	30	48	19	22	26	20	18	20	15	5	32	
Nb. avortements		3	4	2	5	4	4	3	3	2	2	2	2	2	3	2	1	3	2	3	4	4	7	4	3	5	2	3	3	1	1	3	
% avortements		7	7	8	6	13	8	14	7	9	7	6	10	12	14	15	11	10	25	13	25	13	15	21	14	19	10	17	15	7	20	9	
<i>Coxiella burnetii</i>	P																						1	1	3						1		
	D																																
	N	3	4	2	5	4	4	3	3	2	2	2	2	2	3	2	1	3	2	3	4	4	7	3	2	2	2	3	3	1		3	
<i>Chlamydia abortus</i>	P		1	1				1	1		1		1	1	1		1				1						1			1			
	D				2																1		1	1				1					
	N	3	3	1	3	4	4	2	2	2	1	2	1	1	2	2		3	2	3	2	3	6	4	3	5		3	3		1	3	
<i>Toxoplasma gondii</i>	P	2		1			1				1	1			2			1					1										
	D					1		1	1						1											1							
	N	1	4	1	5	4	2	3	2	1	1	1	2	2	1	1	1	2	2	3	4	4	6	4	2	5	2	3	3	1	1	3	

Élevage		63	64	65	66	67	68	69	70	71	72	73	74	75	76	77	78	79	80	81	82	83	84	85	86	87	88	89	90	91	92	93
Nb. femelles en âge de production		18	15	23	15	10	11	13	39	14	23	42	12	18	52	17	9	27	15	32	8	10	33	60	6	70	7	12	18	35	24	28
Nb. avortements		2	3	2	2	2	1	2	4	2	3	6	1	2	5	1	1	3	2	4	1	1	3	6	1	5	1	4	2	3	3	3

% avortements		11	20	9	13	20	9	15	10	14	13	14	8	11	10	6	11	11	13	13	13	10	9	10	17	7	14	33	11	9	13	11	
<i>Coxiella burnetii</i>	P																								1						1	1	
	D																																
	N	2	3	2	2	2	1	2	4	2	3	6	1	2	5	1	1	3	2	4	1	1	3	6		5	1	4	2	2	2	3	
<i>Chlamydia abortus</i>	P										1	1						1		1			1						1				
	D											1												1						1			
	N	2	3	2	2	2	1	2	4	2	2	4	1	2	5	1	1	2	2	3	1	1	3	4	1	5	1	4		3	3	3	
<i>Toxoplasma gondii</i>	P				1				1	1		1					1		1	1		1				3							1
	D																																
	N	2	3	2	1	2	1	2	3	1	3	5	1	2	5	1		3	1	3	1		3	5	1	2	1	4	2	3	3	2	

Élevage		94	95	96	97	98	99	100	101	102	103	104	105	106	107	108	109	110	111	111	111	111	111	111	111	111	111	111	111	111	111	111	111	111
Nb. femelles en âge de production		17	42	19	25	21	12	66	7	17	32	29	6	56	25	8	15	13	29	12	7	21	43	28	16	11	61	26	86	38	6	28		
Nb. avortements		2	4	2	3	3	1	8	1	2	4	3	1	4	3	1	2	1	3	1	1	2	3	2	2	1	4	3	5	3	1	3		
% avortements		12	10	11	12	14	8	12	14	12	13	10	17	7	12	13	13	8	10	8	14	10	7	7	13	9	7	12	6	8	17	11		
<i>Coxiella burnetii</i>	P	1													1	1												1		1				
	D								1																		1		1					
	N	1	4	2	3	3	1	8		2	4	3	1	4	2		2	1	3	1	1	2	3	2	2	1	3	2	5	1	1	3		
<i>Chlamydia abortus</i>	P		2			2				1			1					1																
	D																																	
	N	2	2	2	3	1	1	8	1	1	4	3		4	3	1	2		3	1	1	2	3	2	2		4	3	5	3	1	2		
<i>Toxoplasma gondii</i>	P							2			2				1								2				2		1					
	D																																	
	N	2	4	2	3	3	1	6	1	2	2	3	1	4	2	1	1	1	2	1	1	2	1	2	2	1	1	3	3	3	1	3		

- 1 Nb. : nombre
- 2 P : nombre de femelle(s) avortée(s) positive(s)
- 3 D : nombre de femelle(s) avortée(s) douteuse(s)
- 4 N : nombre de femelle(s) avortée(s) négative(s)