

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

Cet article (n° 14112019-00152-FR) a été évalué par les pairs, accepté, puis soumis à une révision linguistique approuvée par les auteurs. Il n'a pas encore été mis en page pour impression. Il sera publié en décembre 2019 dans le volume 38 (3) de la *Revue scientifique et technique*.

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

(1) Laboratoire des biotechnologies liées à la reproduction animale, Institut des sciences vétérinaires, Université de Blida 1, B.P. 270, Route de Soumaa, 09000 Blida, Algérie

(2) Département des productions animales, Faculté de médecine vétérinaire, Université de Liège, Bâtiment B42, Quartier Vallée 2, Avenue de Cureghem 7D, 4000 Liège, Belgique

(3) Unité de recherche en épidémiologie et analyse de risques appliquées aux sciences vétérinaires (UREAR-ULiège), Centre de recherches fondamentales et appliquées en santé animale (FARAH), Département des maladies infectieuses et parasitaires, Faculté de médecine vétérinaire, Université de Liège, Bâtiment B42, Quartier Vallée 2, Avenue de Cureghem 7A, 4000 Liège, Belgique

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

#Ces deux auteurs ont contribué à parts égales à l'encadrement de ce travail

Résumé

En Algérie, la prévalence des causes d'avortement dans les élevages bovins laitiers (que ces causes soient d'origine infectieuse ou non infectieuse) a été peu étudiée. Cette étude concerne une analyse

sérologique conduite d'octobre 2014 à juin 2016 dans le nord de l'Algérie à l'aide d'un test ELISA (méthode immuno-enzymatique) sur des prélèvements sanguins issus de 368 vaches ayant avorté provenant de 124 élevages et complétée par un formulaire d'enquête visant à identifier, par une régression logistique uni puis multivariée, les facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition à *Coxiella burnetii*, *Chlamydia abortus* et *Toxoplasma gondii*. Les prévalences sérologiques individuelles obtenues ont été respectivement de 8,4 % (31/368) pour *C. burnetii* et de 12,2 % (45/368) pour *C. abortus*. Pour *T. gondii*, la séroprévalence individuelle était de 13,8 % (51/368), avec comme facteurs associés à un risque accru d'exposition individuelle, le quatrième mois de gestation (rapport des cotes [*odds ratio* : OR] = 22,68 ; intervalle de confiance [IC] à 95 % : 1,38-392,97) et le cinquième mois de gestation (OR = 25,51 ; IC à 95 % : 1,47-442,11). Les autres facteurs identifiés par la régression logistique multivariée étaient tous des facteurs associés à un risque diminué d'exposition. Ils concernaient l'année de visite en 2015 (OR = 0,0006 ; IC à 95 % : 0,000004-0,12) et en 2016 (OR = 0,0005 ; IC à 95 % : 0,000002-0,13) et l'insémination artificielle (OR = 0,15 ; IC à 95 % : 0,05-0,44) pour *C. burnetii* ; l'hiver (OR = 0,39 ; IC à 95 % : 0,15-1,00), le printemps (OR = 0,45 ; IC à 95 % : 0,20-0,97) et l'insémination artificielle (OR = 0,27 ; IC à 95 % : 0,13-0,56) pour *C. abortus* ; et le nombre de gestations (OR = 0,38 ; IC à 95 % : 0,16-0,92) pour *T. gondii*. La séroprévalence obtenue à l'échelle du troupeau a été respectivement de 16,1 % (20/124) pour *C. burnetii* et 29,8 % (37/124) pour *C. abortus* et *T. gondii*. À l'échelle des troupeaux, les facteurs associés à un risque accru d'exposition à *C. abortus* et *T. gondii* concernent respectivement la pratique du déparasitage (OR = 3,89 ; IC à 95 % : 1,53-9,89) et le forage personnel comme source d'abreuvement (OR = 7,50 ; IC à 95 % : 2,11-26,69). Pour *C. burnetii*, l'année de visite en 2015 (OR = 0,02 ; IC à 95 % : 0,0008-0,65) et en 2016 (OR = 0,01 ; IC à 95 % : 0,0003-0,36), l'insémination artificielle (OR = 0,21 ; IC à 95 % : 0,06-0,69) et l'éradication des rongeurs (OR = 0,19 ; IC à 95 % : 0,06-0,57) sont des facteurs de diminution du risque d'exposition.

Mots-clés

Algérie – Avortement – Bovins – *Chlamydia abortus* – *Coxiella burnetii* – Facteur de risque – Facteur protecteur – Méthode immuno-enzymatique (ELISA) – Prévalence – *Toxoplasma gondii* – Vache laitière.

Introduction

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

De nombreuses études ont caractérisé la séroprévalence individuelle et de troupeaux et les facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition à *C. burnetii*, *C. abortus* et/ou *T. gondii*, généralement au moyen d'un test ELISA. De ces études, il ressort que la séroprévalence individuelle varie de 0,8 à 89,5 % pour *C. burnetii* (7, 8), de 0,73 à 51,3 % pour *C. abortus* (9, 10) et de 2,7 à 83,4 % pour *T. gondii* (11, 12). La séroprévalence de troupeaux varie, quant à elle, de 10 à 81,6 % pour *C. burnetii* (7, 13), de 57 à 66,3 % pour *C. abortus* (14, 15) et de 44,8 à 100 % pour *T. gondii* (12, 16).

Les facteurs associés à un risque accru d'exposition à *C. burnetii* et rapportés dans la littérature sont l'âge élevé des animaux (17), l'automne (18), la race Holstein (17), l'augmentation du nombre

d'animaux dans l'élevage, la présence de tiques (13), la cohabitation des bovins avec des ovins (13), l'introduction de nouveaux bovins dans l'élevage (19), l'absence de quarantaine (20), l'augmentation des rotations de bovins entre élevages (13, 21) et le non-respect des règles de biosécurité en matière d'équipement ou d'insémination artificielle (22). L'augmentation de l'âge des animaux (23) ou de la taille des troupeaux (24) et les cas d'avortements antérieurs (23) ont été reconnus comme des facteurs associés à un risque accru d'exposition à *C. abortus*. Enfin, selon différentes études, l'âge des animaux, la contamination de l'eau d'abreuvement et la présence de chats dans l'exploitation (23) constituent des facteurs associés à un risque accru d'exposition à *T. gondii*.

Les données citées ci-dessus illustrent l'importance de ces pathologies chez les bovins. Néanmoins, le rôle de ces germes zoonotiques dans les avortements a été très peu étudié dans le contexte algérien. Aussi nous a-t-il paru intéressant d'évaluer à l'aide de tests ELISA la prévalence d'exposition à ces trois germes zoonotiques dans des cas d'avortements bovins à l'échelle individuelle et des troupeaux et de chercher différents facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition aux trois pathogènes considérés. L'utilisation du test ELISA a été privilégiée car il est sensible, spécifique, fiable et s'applique au dépistage à grande échelle. Il permet de suspecter un contact entre l'animal et l'agent infectieux (exposition), sans pour autant incriminer forcément cet agent comme responsable de l'avortement. Seule la mise en évidence de l'agent infectieux dans l'avorton et les produits annexes, par exemple par le biais de la méthode PCR, permettra de déterminer la responsabilité de l'agent dans l'avortement.

Matériels et méthodes

Zone d'étude et échantillonnage

L'étude a été réalisée entre les mois d'octobre 2014 et juin 2016. Elle porte sur 368 cas d'avortements cliniques chez 52 génisses et 316 vaches provenant de 124 élevages déclarés indemnes de brucellose et de tuberculose et situés dans le nord de l'Algérie (plaine de la Mitidja). Cet échantillon représente environ 1 % des génisses et vaches présentes

dans la région. Le nombre de femelles en âge de reproduction détenues par élevage était compris entre 4 et 180 et le nombre d'avortements enregistrés durant la période d'étude était compris entre 1 et 21, en fonction du troupeau considéré (Fig. 1).

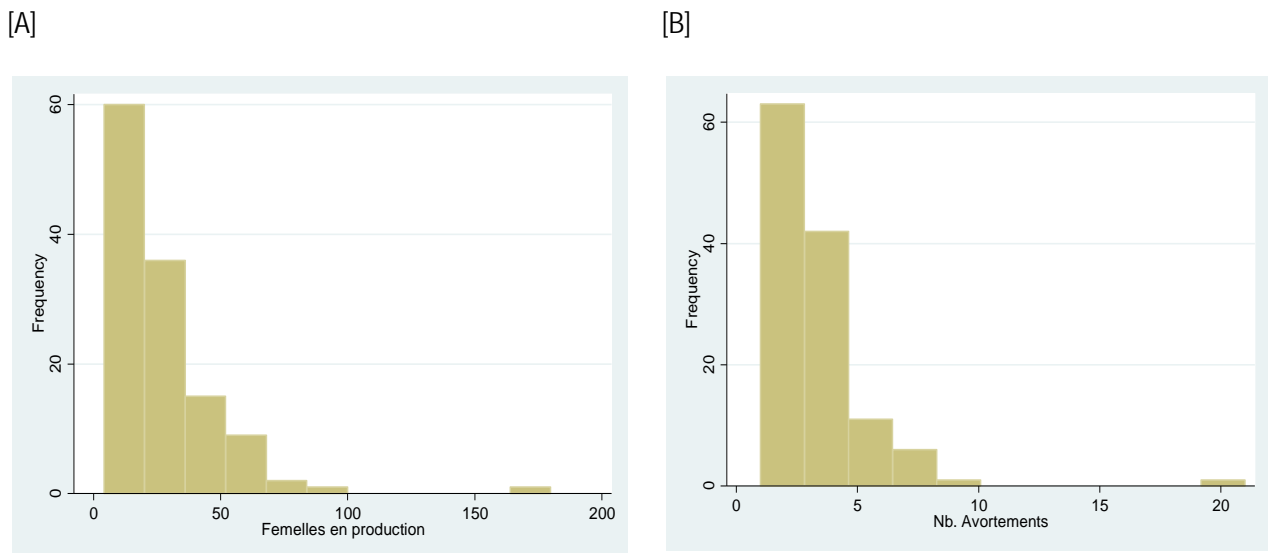


Fig. 1

Histogrammes de fréquence du nombre de femelles en âge de reproduction détenues par élevage [A] et du nombre d'avortements cliniques observés par troupeau [B] durant la période d'étude

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

La détection d'un avortement clinique n'étant possible par l'éleveur qu'à partir du troisième mois de gestation, seule la déclaration des

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

Chaque vache ayant avorté a fait l'objet d'un prélèvement de 5 ml de sang, réalisé par un vétérinaire, au niveau de la veine caudale au moyen d'un tube sec de type Vacutainer. Les prélèvements ont été réalisés dans un délai maximum de deux mois après la déclaration de l'avortement, ce qui réduit la probabilité de trouver des anticorps à un taux très faible. Les prélèvements ont ensuite été acheminés au laboratoire dans une glacière à une température de +4 °C puis centrifugés pendant 5 min à 3 000 tours par minute. Les sérums ont été conservés à une température de -20 °C jusqu'au moment de la réalisation des tests sérologiques.

Analyses sérologiques

La présence d'anticorps anti-*C. burnetii*, anti-*C. abortus* et anti-*T. gondii* a été détectée au moyen de kits ELISA (IDVET, Montpellier,

France). Le kit utilisé pour la recherche d'anticorps anti-*C. burnetii* était le kit ID Screen® Q Fever Indirect Multi-species, qui utilise une souche *C. burnetii* phases I et II, isolée en France à partir du placenta d'un avortement bovin. La spécificité et la sensibilité diagnostiques de ce test annoncées par le fabricant sont respectivement de 100 % (intervalle de confiance [IC] à 95 % : 98,49-100) et 100 % (IC à 95 % : 88,65-100). Celui utilisé pour la recherche d'anticorps anti-*C. abortus* était le kit ID Screen® *C. abortus* Indirect Multi-species, qui utilise un antigène synthétisé issu de la Momp (*Major outer membrane protein*) présentant une spécificité pour *C. abortus*. La spécificité et la sensibilité diagnostiques de ce test annoncées par le fabricant sont respectivement de 100 % (IC à 95 % : 93,38-100) et 70 % (IC à 95 % : 53,5-83,4). La recherche d'anticorps anti-*T. gondii* dans le sérum bovin a été réalisée au moyen du kit ID Screen® Toxoplasmosis Indirect Multi-species, qui utilise l'antigène P30 spécifique de *T. gondii*. La spécificité et la sensibilité diagnostiques de ce test annoncées par le fabricant sont respectivement de 99,42 % (IC à 95 % : 98,5-99,7) et 98,36 % (IC à 95 % : 95,29-99,44). Les tests utilisés ont été validés sur la base d'une densité optique des contrôles positifs (DOcp) supérieure à 0,35 pour *C. burnetii*, *C. abortus* et *T. gondii*, et d'un rapport entre la moyenne des contrôles positifs (DOcp) et la moyenne des contrôles négatifs (DOcn) supérieur à 3 pour *C. burnetii* et *C. abortus* et à 3,5 pour *T. gondii*. Ces deux conditions étant réunies, une mesure des densités optiques des échantillons testés à une longueur d'onde de 450 nm a été réalisée. Les pourcentages S/P (*sample* [pour échantillon] / *positive* [pour sérum de contrôle positif]) ont été calculés en appliquant l'équation 1 et interprétés selon la notice du fabricant des tests ELISA (Tableau I).

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

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

Tableau I**Seuils d'interprétation des kits de dosage immuno-enzymatique (ELISA) utilisés pour la détection d'anticorps dirigés contre *Coxiella burnetii*, *Chlamydia abortus* et *Toxoplasma gondii***

Interprétation	<i>Coxiella burnetii</i>	<i>Chlamydia abortus</i>	<i>Toxoplasma gondii</i>
Infection aiguë	–	–	S/P ≥ 200 %
Résultat fortement positif	S/P > 80 %	–	–
Résultat positif	50 % < S/P ≤ 80 %	S/P ≥ 60 %	50 % ≤ S/P < 200 %
Résultat douteux	40 % < S/P ≤ 50 %	50 % < S/P < 60 %	40 % < S/P < 50 %
Résultat négatif	S/P ≤ 40 %	S/P ≤ 50 %	S/P ≤ 40 %

S/P : *sample* (échantillon testé) / *positive* (échantillon témoin positif)

Analyse statistique

Le taux de prévalence réelle (PR) individuelle de *C. burnetii*, *C. abortus* et *T. gondii* a été estimé à partir du taux de prévalence apparente (PA) calculé dans cette étude (c'est-à-dire la séroprévalence) et des valeurs de spécificité (Sp) et sensibilité (Se) diagnostiques individuelles annoncées par le producteur des kits, en utilisant la formule de Rogan et Gladen (25) :

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

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

L'identification statistique des facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition aux trois pathogènes d'intérêt a été effectuée en utilisant STATA/SE 14.2 (Stata Corp., College Station, Texas, États-Unis d'Amérique). Dans une première étape, un modèle à effets mixtes à plusieurs niveaux a été utilisé pour prendre en compte l'éventuel

niveau « troupeaux » comme effet aléatoire. Comme l'effet aléatoire n'a pas été observé, une régression logistique a été utilisée pour modéliser les probabilités qu'un animal soit séropositif ou douteux en fonction des facteurs associés à un risque augmenté ou diminué d'exposition aux pathogènes étudiés. L'identification initiale de ces facteurs potentiels a été effectuée dans un premier temps au moyen d'une régression univariée. Dans un second temps, une régression logistique multivariée incluant toutes les variables ayant une valeur de $P < 0,20$ à l'analyse univariée a été effectuée. Enfin, dans le modèle multivarié initial, les variables non significatives ($P > 0,05$) ont été supprimées dans une approche pas à pas (à partir de la variable la moins significative, c'est-à-dire la variable avec la valeur de P la plus élevée). À chaque étape, un test de rapport de vraisemblance a permis de comparer les modèles complexe et simplifié. Lorsqu'il n'y avait pas de différence significative entre ceux-ci, le modèle simplifié a été retenu. Les corrélations entre variables ayant passé l'analyse univariée n'ont pas été testées car elles n'avaient pas de pertinence biologique.

Résultats

Taux de prévalence individuelle et de troupeaux

Les taux de séroprévalence apparente individuelle (résultats positifs et douteux) de *C. burnetii*, *C. abortus* et *T. gondii* ont été respectivement de 8,42 % (31/368), 12,23 % (45/368) et 13,86 % (51/368) (Tableau II et Annexe 1). Aucune vache n'a présenté d'anticorps contre plus d'un agent pathogène lors d'un même prélèvement. En outre, les pourcentages de sérums douteux pour *C. burnetii*, *C. abortus* et *T. gondii* ont été respectivement de 1,6 %, 3 % et 3,5 %.

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

Les taux de séroprévalence apparente à l'échelle des troupeaux pour *C. burnetii*, *C. abortus* et *T. gondii* ont été respectivement de 16,13 %

(20/124), 29,84 % (37/124) et 29,84 % (37/124) (Tableau II). L'analyse de la répartition des réponses sérologiques vis-à-vis des trois germes recherchés a montré la présence simultanée d'anticorps anti-*T. gondii*, anti-*C. abortus* et anti-*C. burnetii* dans 0,8 % des élevages ; d'anticorps anti-*T. gondii* et anti-*C. abortus* dans 2,4 % des élevages et d'anticorps anti-*T. gondii* et anti-*C. burnetii* dans 0,8 % des élevages.

Tableau II

Séroprévalences individuelles et de troupeaux de *Coxiella burnetii*, *Chlamydia abortus* et *Toxoplasma gondii*

Pathogène zoonotique	Effectifs (individus)			Taux de prévalence individuelle (IC à 95 %)	Effectifs (troupeaux)			Taux de prévalence de troupeaux (IC à 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)

IC : intervalle de confiance

D : douteux

N : négatif

P : positif

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

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

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

En ce qui concerne *T. gondii*, le quatrième mois de gestation (OR = 22,68 ; IC à 95 % : 1,38-392,97 ; $P = 0,03$) et le cinquième mois de gestation (OR = 25,51 ; IC à 95 % : 1,47-442,11 ; $P = 0,03$) se sont révélés être des facteurs associés à un risque accru d'exposition. En revanche, la troisième lactation était un facteur associé à un risque diminué d'exposition à *T. gondii* (OR = 0,38 ; IC à 95 % : 0,16-0,92 ; $P = 0,03$).

À l'échelle du troupeau (Tableau III), le déparasitage des animaux et l'utilisation d'un forage personnel comme source d'abreuvement se sont révélés être des facteurs associés respectivement à un risque accru d'exposition à *C. abortus* (OR = 3,89 ; IC à 95 % : 1,53-9,89 ; $P = 0,005$) et à *T. gondii* (OR = 7,50 ; IC à 95 % : 2,11-26,69 ; $P < 0,001$). En ce qui concerne *C. burnetii*, aucun facteur associé à un risque accru d'exposition n'a été identifié par l'analyse de la régression logistique multivariée. En revanche, les facteurs analysés suivants ont été associés à un risque diminué d'exposition à ce pathogène : l'année de visite en 2015 (OR = 0,02 ; IC à 95 % : 0,0008-0,65 ; $P = 0,027$) et en 2016 (OR = 0,01 ; IC à 95 % : 0,0003-0,36 ; $P = 0,011$), l'insémination artificielle pratiquée par un vétérinaire ou un technicien-inséminateur formé (OR = 0,21 ; IC à 95 % : 0,06-0,69 ; $P = 0,01$) et l'application d'un plan de contrôle des rongeurs et autres nuisibles (OR = 0,19 ; IC à 95 % : 0,06-0,57 ; $P = 0,003$).

Tableau III

Résultats de la régression logistique multivariée à l'échelle individuelle et des troupeaux pour les facteurs de risque et les facteurs de protection 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	OR (IC à 95 %)	Valeur de P	Variable	Modalité	OR (IC à 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	–	Éradication des rongeurs	Insémination artificielle ou saillie naturelle	Référence	–
		Insémination artificielle	0,15 (0,05-0,44)	0,001		Non	0,21 (0,06-0,69)	0,01
		Insémination artificielle				Oui	Référence 0,19 (0,06-0,57)	– 0,003

<i>Chlamydia abortus</i>	Saison	Automne	Référence	-	Déparasitage ou non	Non Oui	Référence	-
		Hiver	0,39 (0,15-1,01)	0,05			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 ^e mois	Référence	-	Abreuvement	Puits Forage	Référence	-
		4 ^e mois	22,68 (1,38-392,97)	0,03			7,50 (2,11-26,69)	< 0,001
		5 ^e mois	25,51 (1,47-442,11)	0,03				
	Nombre de gestations	1	Référence	-				
		3	0,38 (0,16-0,92)	0,03				

OR : rapport des cotes (*odds ratio*)

IC : intervalle de confiance

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

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

Discussion

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

Séroprévalence

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

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

Aucun lien statistiquement significatif n'a pu être établi entre la séroprévalence vis-à-vis de *C. burnetii* et différents facteurs associés à un risque accru d'exposition et recherchés tant à l'échelle de l'individu que du troupeau. Seuls des facteurs associés à un risque diminué d'exposition ont pu être identifiés. Ainsi, à l'échelle de l'individu et du troupeau, les analyses correspondant aux années de visite 2015 et 2016 ont présenté moins de cas séropositifs à *C. burnetii* que celles correspondant à l'année 2014. L'hypothèse la plus probable est liée aux précipitations. En Algérie, le nombre mensuel moyen de jours de précipitations observé au cours des années 2014 (étude couvrant les trois derniers mois de l'année), 2015 (étude couvrant l'année complète) et 2016 (étude couvrant les six premiers mois de l'année) était respectivement de 8, de 4,42 et de 4,67 jours. Ce risque diminué

d'exposition à *C. burnetii* lié aux précipitations a déjà été observé en Suède chez les troupeaux de vaches laitières (21). L'absence d'accès gratuit aux données concernant la vitesse et la direction des vents durant la période d'étude dans la zone géographique d'intérêt n'a malheureusement pas permis d'évaluer l'impact de ces facteurs sur *C. burnetii*.

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

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

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

Séroprévalence

La séroprévalence individuelle de *C. abortus* a été estimée à 12,2 %. Elle peut être comparée à celle retrouvée dans d'autres études sérologiques menées sur des cas d'avortements bovins. En effet, elle est comparable à celle de 12,6 % obtenue en Hongrie (34) ; elle est cependant inférieure à celles de 37,1 % observée en Tunisie (27), de 18,18 % obtenue en République populaire de Chine sur des sérums analysés par un test d'hémagglutination indirecte (35) et de 71,4 %

obtenue au Taipei chinois sur des sérums analysés par un test ELISA (10). À l'échelle du troupeau, la séroprévalence de *C. abortus* obtenue a été de 29,8 %, valeur nettement inférieure à celle de 66,7 % observée en Tunisie sur des sérums analysés par un test ELISA (27). Cette différence est probablement imputable à des contextes et protocoles d'études différents.

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

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

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

À l'échelle du troupeau, la pratique du déparasitage des animaux a été identifiée comme un facteur associé à un risque accru d'exposition à *C. abortus*. Il est possible que cet effet, à première vue paradoxal, soit imputable à l'activité antimétabolite des benzimidazoles, qui pourrait être à l'origine de malformations ou d'anomalies de développement du fœtus, conduisant à l'expulsion de celui-ci (42).

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

Séroprévalence

La séroprévalence individuelle de *T. gondii*, estimée à 13,8 %, était très proche de celles rapportées dans d'autres études qui utilisaient toutes un test ELISA. Ainsi, cette valeur est proche de celles de 15,2 % relevée à l'ouest de l'Algérie (26) et de 13,3 % relevée au Soudan (16). Elle est supérieure au résultat de 5,9 % rapporté en Iran sur des sérums issus de vaches avortées et testés à l'aide d'un test ELISA (43).

À l'échelle du troupeau, la séroprévalence de *T. gondii* a été estimée à 29,8 %, ce qui est nettement inférieur à celle de 44,8 % retrouvée au Soudan (16).

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

À l'échelle individuelle, les quatrième et cinquième mois de gestation ont été identifiés comme des facteurs associés à un risque accru d'exposition à *T. gondii*. Ceci est à mettre en relation avec le fait que l'avortement dû à *T. gondii* s'observe entre le premier et le sixième mois de gestation (44), soit un mois environ après une contamination initiale. Toutefois, ce n'est qu'à partir du troisième mois de gestation que l'éleveur est susceptible de rapporter des avortements cliniques.

Une réduction du risque d'exposition à *T. gondii* lors de la troisième gestation a été constatée, ce qui suggère le développement d'une immunité acquise. Selon les auteurs, la séroprévalence de *T. gondii* est plus élevée chez les bovins de moins d'un an (16) ou chez les bovins plus âgés : plus de 4 ans (23), plus de 5 ans (45). Notons toutefois que notre étude ne concerne pas les jeunes animaux.

À l'échelle du troupeau, la source d'abreuvement était un facteur associé à un risque accru d'exposition à *T. gondii*. L'eau peut être contaminée par des oocystes de *T. gondii* provenant des matières fécales ou des urines de chats infectés (23, 46). En Algérie, les chats sont fréquemment mis en place dans les élevages pour lutter contre

l'infestation des rongeurs, ce qui accroît le risque de voir leurs déjections contaminer l'alimentation, l'ensilage et les sources d'eau. De plus, les chats enterrent leurs excréments, ce qui contamine le sol pour longtemps car les oocystes de *T. gondii* peuvent survivre deux ans dans le sol (47). Cette contamination par l'eau d'abreuvement a déjà été rapportée en République populaire de Chine (24) et au Brésil (46, 48).

Conclusion

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

Références

1. Thurmond M.C. & Picanso J.P. (1990). – A surveillance system for bovine abortion. *Prev. Vet. Med.*, **8** (1), 41–53. [https://doi.org/10.1016/0167-5877\(90\)90021-9](https://doi.org/10.1016/0167-5877(90)90021-9).
2. Miller R.B. & Quinn P.J. (1975). – Observations on abortions in cattle: a comparison of pathological, microbiological and immunological findings in aborted foetuses and foetuses collected at abattoirs. *Can. J. Comp. Med.*, **39** (3), 270–290. Disponible en ligne : www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC1277458/ (consulté le 5 juillet 2018).
3. Yang N., Cui X., Qian W., Yu S. & Liu Q.S. (2012). – Survey of nine abortifacient infectious agents in aborted bovine fetuses from dairy farms in Beijing, China, by PCR. *Acta Vet. Hung.*, **60** (1), 83–92. <https://doi.org/10.1556/AVet.2012.007>.

4. Porter S.R., Czaplicki G., Mainil J., Guatteo R. & Saegerman C. (2011). – Q fever: current state of knowledge and perspectives of research of a neglected zoonosis. *Int. J. Microbiol.*, **2011**, Article ID 248418. <https://doi.org/10.1155/2011/248418>.

5. Longbottom D., Fairley S., Chapman S., Psarrou E., Vretou E. & Livingstone M. (2002). – Serological diagnosis of ovine enzootic abortion by enzyme-linked immunosorbent assay with a recombinant protein fragment of the polymorphic outer membrane protein POMP90 of *Chlamydia abortus*. *J. Clin. Microbiol.*, **40** (11), 4235–4243. <https://doi.org/10.1128/JCM.40.11.4235-4243.2002>.

6. Liu Q., Wang Z.-D., Huang S.-Y. & Zhu X.-Q. (2015). – Diagnosis of toxoplasmosis and typing of *Toxoplasma gondii*. *Parasit. Vectors*, **8**:292. <https://doi.org/10.1186/s13071-015-0902-6>.

7. Edalati-Shokat H., Abbasi-Doulatshahi E., Hajian-Bidar H., Gharekhani J. & Rezaei A.-A. (2015). – Q fever in domestic ruminants: a seroepidemiological survey in Hamedan, Iran. *Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci.*, **4** (1), 589–596. Disponible en ligne : www.ijcmas.com/vol-4-1/Hossein%20Edalati-Shokat,%20et%20al.pdf (consulté le 5 juillet 2018).

8. Nakeel M.J., Arimi S.M., Kitala P.K., Nduhiu G., Njenga J.M. & Wabacha J.K. (2016). – A sero-epidemiological survey of brucellosis, Q fever and leptospirosis in livestock and humans and associated risk factors in Kajiado county-Kenya. *J. Trop. Dis.*, **4** (3), Article ID 1000215. <https://doi.org/10.4172/2329-891X.1000215>.

9. Praga-Ayala A.R., Montes de Oca-Jiménez R., Ortega-Santana C., Salem A.Z.M., Cubillos-Godoy V., Fernández-Rosas P. & Monroy-Salazar H.G. (2014). – Low seroprevalence of *Chlamydia abortus* in dairy cows of hot environment in southern of Mexico. *Life Sci. J.*, **11** (11), 790–793. Disponible en ligne : 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).

10. Wang F., Shieh H. & Liao Y.-K. (2001). – Prevalence of *Chlamydia abortus* infection in domesticated ruminants in Taiwan. *J. Vet. Med. Sci.*, **63** (11), 1215–1220. <https://doi.org/10.1292/jvms.63.1215>.

11. Sharma R., Mcmillan M., Tiwari K., Chikweto A., Thomas D. & Bhaiyat M.I. (2014). – Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infection in cattle in Grenada, West Indies. *Global J. Med. Res.*, **14** (2), 3 pp. Disponible en ligne : <https://pdfs.semanticscholar.org/53fc/230134dc9fe8e6a33e22014a806b42021d0d.pdf> (consulté le 7 décembre 2018).

12. García-Bocanegra I., Cabezón O., Hernández E., Martínez-Cruz M.S., Martínez-Moreno Á. & Martínez-Moreno J. (2013). – *Toxoplasma gondii* in ruminant species (cattle, sheep, and goats) from Southern Spain. *J. Parasitol.*, **99** (3), 438–440. <https://doi.org/10.1645/12-27.1>.

13. Van Engelen E., Schotten N., Schimmer B., Hautvast J.L.A., van Schaik G. & van Duijnhoven Y.T.H.P. (2014). – Prevalence and risk factors for *Coxiella burnetii* (Q fever) in Dutch dairy cattle herds based on bulk tank milk testing. *Prev. Vet. Med.*, **117** (1), 103–109. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2014.08.016>.

14. Wilson K., Sammin D., Harmeyer S., Nath M., Livingstone M. & Longbottom D. (2012). – Seroprevalence of chlamydial infection in cattle in Ireland. *Vet. J.*, **193** (2), 583–585. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2011.12.018>.

15. Talafha A.Q., Ababneh M.M., Ababneh M.M. & Al-Majali A.M. (2012). – Prevalence and risk factors associated with *Chlamydophila abortus* infection in dairy herds in Jordan. *Trop. Anim. Hlth Prod.*, **44** (8), 1841–1846. <https://doi.org/10.1007/s11250-012-0146-9>.

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

23. Sun W.W., Meng Q.F., Cong W., Shan X.F., Wang C.F. & Qian A.D. (2015). – Herd-level prevalence and associated risk factors for *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*, *Chlamydia abortus* and bovine viral diarrhoea virus in commercial dairy and beef cattle in eastern, northern and northeastern China. *Parasitol. Res.*, **114** (11), 4211–4218. <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4655-0>.

24. Yin L., Schautteet K., Kalmar I.D., Bertels G., Van Driessche E., Czaplicki G., Borel N., Longbottom D., Frélin D., Dispas M. & Vanrompay D. (2014). – Prevalence of *Chlamydia abortus* in Belgian ruminants. *Vlaams Diergeneesk. Tijdschr.*, **83** (4), 164–170. Disponible en ligne : <http://vdt.ugent.be/sites/default/files/artikel2.pdf> (consulté le 5 juillet 2018).

25. Rogan W.J. & Gladen B. (1978). – Estimating prevalence from the results of a screening test. *Am. J. Epidemiol.*, **107** (1), 71–76. <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.aje.a112510>.

26. Abdelhadi F.Z., Abdelhadi S.A., Niar A., Benallou B., Meliani S., Smail N.L. & Mahmoud D. (2015). – Abortions in cattle on the level of Tiaret area (Algeria). *Global Vet.*, **14** (5), 638–645. Disponible en ligne : www.researchgate.net/publication/323639272_Abortion_in_cattle_on_the_level_of_Tiaret_area_Algeria (consulté le 5 juillet 2018).

27. Elandalousi R.B., Ghram A., Maaroufi A. & Mnif W. (2015). – Séroprévalence des maladies abortives zoonotiques chez les ruminants au nord de la Tunisie. *Research (Lambertville)*, **2** (1419). Disponible en ligne : www.researchgate.net/publication/280043878 (consulté le 5 juillet 2018).

28. Abiri Z., Khalili M., Rad M. & Sharifi H. (2016). – Detection of *Coxiella burnetii* in aborted fetuses of cattle and sheep using polymerase chain reaction assay in Mashhad city, Iran. *Int. J. Enteric Pathog.*, **4** (1), e33170, 45–48. <https://doi.org/10.17795/ijep33170>.

29. Ni H.-B., Liu S.-G., Jiang H.-F., Wang C.-R. & Qian A.-D. (2011). – Seroprevalence of Q fever in dairy cows in northeastern

China. *Afr. J. Microbiol. Res.*, **5** (23), 3964–3967. <https://doi.org/10.5897/AJMR11.692>.

30. Agag S., Kaidi R. & Khelef D. (2016). – Séroprévalence de la fièvre Q chez les bovins de la région de Bejaïa (Algérie). *Rev. Élev. Méd. Vét. Pays Trop.*, **69** (4), 155–159. <https://doi.org/10.19182/remvt.31200>.

31. Boroduske A., Trofimova J., Kibilds J., Papule U., Sergejeva M., Rodze I. & Grantina-Ievina L. (2017). – *Coxiella burnetii* (Q fever) infection in dairy cattle and associated risk factors in Latvia. *Epidemiol. Infect.*, **145** (10), 2011–2019. <https://doi.org/10.1017/S0950268817000838>.

32. Rahman A., Alam M., Islam A., Fazlul Haque Bhuiyan A.K. & Anisur Rahman A.K.M. (2016). – Serological and molecular evidence of Q fever in domestic ruminants in Bangladesh. *Vet. Med. Int.*, **2016**, Article ID 9098416. <https://doi.org/10.1155/2016/9098416>.

33. Reusken C., van der Plaats R., Opsteegh M., de Bruin A. & Swart A. (2011). – *Coxiella burnetii* (Q fever) in *Rattus norvegicus* and *Rattus rattus* at livestock farms and urban locations in the Netherlands; could *Rattus* spp. represent reservoirs for (re)introduction? *Prev. Vet. Med.*, **101** (1–2), 124–130. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2011.05.003>.

34. Kreizinger Z., Szeredi L., Bacsadi Á., Nemes C., Sugár L., Varga T., Sulyok K.M., Szigeti A., Ács K., Tóbiás E., Borel N. & Gyuranecz M. (2015). – Occurrence of *Coxiella burnetii* and *Chlamydiales* species in abortions of domestic ruminants and in wild ruminants in Hungary, Central Europe. *J. Vet. Diagn. Invest.*, **27** (2), 206–210. <https://doi.org/10.1177/1040638714563566>.

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. (2013). – Seroprevalence of *Chlamydia* infection in dairy cattle in subtropical southern China. *Afr. J. Microbiol. Res.*, **7** (19), 2010–2013. <https://doi.org/10.5897/AJMR12.295>.

36. Segura-Correa J.C. & Segura-Correa V.M. (2009). – Prevalence of abortion and stillbirth in a beef cattle system in southeastern Mexico. *Trop. Anim. Hlth Prod.*, **41** (8), 1773–1778. <https://doi.org/10.1007/s11250-009-9376-x>.

37. Mee J.F., Berry D.P. & Cromie A.R. (2008). – Prevalence of, and risk factors associated with, perinatal calf mortality in pasture-based Holstein-Friesian cows. *Animal*, **2** (4), 613–620. <https://doi.org/10.1017/S1751731108001699>.

38. Kemmerling K., Müller U., Mielenz M. & Sauerwein H. (2009). – *Chlamydia* species in dairy farms: polymerase chain reaction prevalence, disease association, and risk factors identified in a cross-sectional study in western Germany. *J. Dairy Sci.*, **92** (9), 4347–4354. <https://doi.org/10.3168/jds.2009-2051>.

39. Storz J., Carrol E.J., Ball L. & Faulkner L.C. (1968). – Isolation of a psittacosis agent (*Chlamydia*) from semen and epididymis of bulls with seminal vesiculitis syndrome. *Am. J. Vet. Res.*, **29** (3), 549–555. Disponible en ligne : [www.semanticscholar.org/paper/Isolation-of-a-psittacosis-agent-\(Chlamydia\)-from-Storz-Carroll/b4d02ca8d89ec4884f303307e87048acc710c3fd](http://www.semanticscholar.org/paper/Isolation-of-a-psittacosis-agent-(Chlamydia)-from-Storz-Carroll/b4d02ca8d89ec4884f303307e87048acc710c3fd) (consulté le 6 juillet 2018).

40. Kauffold J., Henning K., Bachmann R., Hotzel H. & Melzer F. (2007). – The prevalence of chlamydiae of bulls from six bull studs in Germany. *Anim. Reprod. Sci.*, **102** (1–2), 111–121. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2006.10.013>.

41. Wehrend A., Failing K., Hauser B., Jäger C. & Bostedt H. (2005). – Production, reproductive and metabolic factors associated with chlamydial seropositivity and reproductive tracts antigens in dairy herds with fertility disorders. *Theriogenology*, **63** (3), 923–930. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2004.05.009>.

42. Enriquez B. & Beugnet P. (1998). – Les intoxications des ruminants par les antiparasitaires externes et les anthelminthiques. *In Toxicologie des ruminants. Point Vét.*, **29** (numéro spécial), 113–120.

43. Gharekhani J. (2014). – Seroprevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* infections in aborted cattle in Hamedan, Iran. *J. Adv. Vet. Anim. Res.*, **1** (2), 32–35. <https://doi.org/10.5455/javar.v1i2p32-35>.

44. Vieira Fajardo H., d'Ávila S., Rocha Bastos R., Dutra Cyrino C., de Lima Detoni M., Garcia J.L., Batista das Neves L., Nicolau J.L. & Reis Amendoeira M.R. (2013). – Seroprevalence and risk factors of toxoplasmosis in cattle from extensive and semi-intensive rearing systems at Zona da Mata, Minas Gerais state, Southern Brazil. *Parasit. Vectors*, **6** (191). <https://doi.org/10.1186/1756-3305-6-191>.

45. Onyiche T.G.E. & Oluwafemi Ademola I. (2015). – Seroprevalence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in cattle and pigs in Ibadan, Nigeria. *J. Parasit. Dis.*, **39** (2), 309–314. <https://doi.org/10.1007/s12639-013-0350-1>.

46. Albuquerque G.R., Munhoz A.D., Teixeira M., Flausino W., de Medeiros S.M. & Lopes C.W.G. (2011). – Risk factors associated with *Toxoplasma gondii* infection in dairy cattle, state of Rio de Janeiro. *Pesq. Vet. Bras.*, **31** (4), 287–290. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2011000400003>.

47. Dubey J.P. & Beattie C.P. (1988). – Toxoplasmosis of animals and man. CRC Press, Inc., Boca Raton, Floride, États-Unis d'Amérique, 220 pp. Disponible en ligne : www.cabdirect.org/cabdirect/search/?q=bn%3a%220849346185%22 (consulté le 7 décembre 2018).

48. Rodrigues Magalhães F.J., Ribeiro-Andrade M., Mota de Alcântara A., Pinheiro Júnior J.W., de Sena M.J., Nascimento Porto W.J., da Costa Vieira R.F. & Aparecido Mota R. (2016). – Risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in sheep and cattle from Fernando de Noronha Island, Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.*, **25** (4), 511–515. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612016051>.

Annexe 1

Résultats détaillés dans les 124 élevages étudiés : nombre de femelles en âge de reproduction, nombre d'avortements cliniques observés durant la période de l'étude et nombres de résultats positifs, douteux et négatifs par agent 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	
Nombre de 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	
Nombre d'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	4	3		
Pourcentage d'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	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	7	7	6	8	8	5	6	5	6	1	2	1	2	2	2	2	1	1	2	1		1	2	2	3	1
<i>Toxoplasma gondii</i>	P	2											2												1				1			
	D																					1		1				1				
	N	19	1	1	1	1	7	7	6	8	9	5	4	5	7	1	3	1	2	2	2	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	
Nombre de 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	
Nombre d'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	
Pourcentage d'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	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		
Nombre de 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		
Nombre d'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		
Pourcentage d'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																							1									
	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	112	113	114	115	116	117	118	119	120	121	122	123	124		
Nombre de 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		
Nombre d'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		
Pourcentage d'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									1							
	D																																1
	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																1		1								1		1				
	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	

P : nombre de femelles avortées positives
D : nombre de femelles avortées douteuses
N : nombre de femelles avortées négatives