

Épidémiologie de la Toxoplasmose bovine au Togo

MAMAN Houloud¹, TETE-BENISSAN Amivi¹(*), KULO Abalo², BATAWI K. Batassé³, BANKOLE Anani A.³, ADJABLI Komlan M.³, TCHASSANTI Aboubacar-Sadik³, KOKOU Koami¹.

Résumé

La toxoplasmose est une zoonose causée par *Toxoplasma gondii*. Sa prévalence chez les animaux d'élevage dans le monde varie de 7,5 à 59,7% et au Togo, 11 à 22% des petits ruminants sont infectés par le parasite. L'objectif du travail est d'évaluer la séroprévalence et les facteurs de risques de contamination chez les bovins au Togo. Cette étude a impliqué 538 bovins des deux sexes âgés de 6 à 60 mois. La recherche des IgG anti *Toxoplasma gondii* a été effectuée par la technique ELISA et les facteurs de risques de contamination à *T. gondii* ont été évalués grâce à une enquête de terrain. Les résultats montrent que l'âge moyen des bovins de l'étude est de 39,95±17,01 mois. La présence des IgG est observée chez 10,22% des animaux de l'étude. La séroprévalence est significativement plus élevée chez les femelles que chez les mâles (6,17% vs 4,05%; p<0,05). Le taux des IgG est plus élevé (16,46%) dans la région Maritime que dans les autres régions (12,94% à 3,85%). Concernant les facteurs de risques de contamination, les données indiquent que 95,65% des troupeaux sont en contact permanent avec les chats excréant les oocystes. Les résultats de l'enquête montrent que 100% des bovins consomment le fourrage de pâturages naturels et 84,78% s'abreuvent avec de l'eau souillée. La séroprévalence élevée de la toxoplasmose chez les bovins au Togo est en corrélation avec les multiples facteurs de risques de contamination. Ceci pose un problème de santé publique pour la population togolaise.

Mots clés : Toxoplasmose, Séroprévalence, facteurs de risque, bovins, Togo.

Abstract

Toxoplasmosis is a zoonosis caused by *Toxoplasma gondii*. Its prevalence in farm animals in the world ranges from 7.5 to 59.7% and in Togo, 11 to 22% of small ruminants are contaminated. The aim of this study is to assess the seroprevalence and risk factors for contamination in cattle from Togo. The study population consisted of 538 cattle of both sexes aged 6 to 60 months. The search for anti-toxoplasma gondii IgGs was carried out by the ELISA technique and the risk factors for *T. gondii* contamination were assessed through a field survey. The results show that the mean age of the cattle in the study is 39,95±17,01 months. The presence of IgG is observed in 10.22% of cattle studied. Seroprevalence is significantly higher in cows than in bulls (6.17% & 4.05%; p<0,05). The level of IgG is higher (16.46%) in the Maritime region than in other region (12.94% to 3.85%). Regarding the risk factors for contamination, the data indicates that 95.65% of herds are in permanent contact with cats exuding oocysts. Survey result show that 100% of cattle consume fodder from natural pastures and 84.78% drink contaminated water. The high seroprevalence of bovine toxoplasmosis in Togo correlates with the multiple risk factors for contamination observed. This poses a public health problem for the Togolese population very expose.

Keywords: Toxoplasmosis, Seroprevalence, Risk factors, Cattle, Togo.

(1) Laboratoire de Recherche Forestière, *Faculté des Sciences, Université de Lomé. 01B.P. 1515 Lomé 01, Togo.*

(2) Laboratoire de Recherche sur l'Agro ressource et la Santé Environnementale, Ecole Supérieure d'Agronomie, *Université de Lomé. 01B.P. 1515 Lomé 01, Togo.*

(3) Direction de l'élevage du Togo, Laboratoire Central Vétérinaire du Ministère de l'Elevage delcv_lome17@yahoo.com

(*) **Auteur correspondant** : Professeur TETE-BENISSAN A. K./Tél. (00228) 90 03 84 02 colette.gassou@gmail.com

INTRODUCTION

La toxoplasmose est une parasitose commune à tous les homéothermes avec une distribution ubiquitaire et cosmopolite (Dubey, 2008 ; Petersen *et al.*, 2010). L'agent causal est un Apicomplexa à développement intracellulaire obligatoire *Toxoplasma gondii* (Barta, 2001) dont les félinés sont les hôtes définitifs (Dubey, 2008 ; Angel *et al.*, 2014). Le parasite a une large variété d'hôtes intermédiaires et peut infecter tous les types cellulaires surtout ceux à faible réponse immunitaire (cerveau, cœur, muscles squelettiques), où il demeure toute la vie de l'hôte (Dubey, 1998 ; Barta, 2001). *Toxoplasma gondii* présente au cours de son cycle trois stades infectieux : le tachyzoïte, le bradyzoïte et l'oocyste (Hill *et al.*, 2005 ; Dubey, 2008 ; Angel *et al.*, 2014). Les oocystes excrétés par les chats contaminent les sols, l'eau, les herbes (fourrages) et peuvent rester dans le sol moite pendant presque deux ans (Petersen *et al.*, 2010).

Chez les bovins, la contamination horizontale se fait par ingestion des oocystes dans l'eau de boisson ou sur le fourrage. La contamination du fœtus par les tachyzoïtes se

fait par voie trans placentaire. Chez les animaux d'élevage, la toxoplasmose est l'une des principales causes d'avortement infectieux (Tonouhewa *et al.*, 2017) qui entraîne des pertes économiques importantes avec des incidences variables selon les pays (Guiton, 2008). Le diagnostic de la parasitose est généralement basé sur la recherche des anticorps anti *Toxoplasma gondii* (IgG et IgM) dans le sérum. La séroprévalence varie généralement en fonction des conditions géographiques, climatiques et de l'espèce animale (Tenter *et al.*, 2000). Ainsi, chez les bovins elle est estimée à 16,63% au Brésil et de 7 à 10% en Asie du Sud-Est (Huong, *et al.*, 1998 ; Chandrawathani *et al.*, 2008). En Europe, elle varie entre 7 et 25% (Rozette *et al.*, 2005 ; Lopes *et al.*, 2013). En Afrique du Nord, elle se situe entre 12 et 28,7 % (Davoust *et al.*, 2015 ; Tonouhewa *et al.*, 2017 ; Mohamed-Cherif Abdallah *et al.*, 2019). Chez les petits ruminants, on observe une prévalence comprise entre 12 et 33,2% (Negash *et al.*, 2004 ; Dechicha *et al.*, 2015) en Afrique du Nord, et de 15 à 57,9% en Afrique subsaharienne (Davoust *et al.*, 2014 ; Maganga *et al.*, 2016).

Actuellement, on observe une importante croissance de l'élevage des bovins et des petits ruminants au Togo. Ainsi, de nombreux cas d'avortements signalés chez les femelles sont généralement dus aux infections zoonotiques telle que la brucellose et la toxoplasmose (Kponmassi, 1991 ; Dean *et al.*, 2013). Concernant cette dernière, sa séroprévalence chez les petits ruminants est évaluée entre 11 et 22% il y'a une vingtaine d'années (Bastiaensen *et al.*, 2003). Cependant, des données sur l'infection des bovins ne sont pas disponibles. A cet effet, l'objectif de cette étude est d'évaluer la séroprévalence et les facteurs de risques de contamination chez les bovins au Togo.

MATERIEL ET METHODES

Matériel

□ **Zone d'étude**

L'étude s'est déroulée sur toute l'étendue du territoire togolais (Figure 1), pays de l'Afrique de l'Ouest situé entre le 6^{ème} et le 11^{ème} degré de latitude Nord et entre 0 et 2 degré longitude Est du méridien de Greenwich. Le pays est caractérisé par un climat soudanien de type tropical au Nord marqué par une saison sèche durant laquelle souffle le harmattan et une saison pluvieuse. Au Sud, on note un régime subéquatorial à deux (02) saisons sèches et deux (02) saisons pluvieuses.

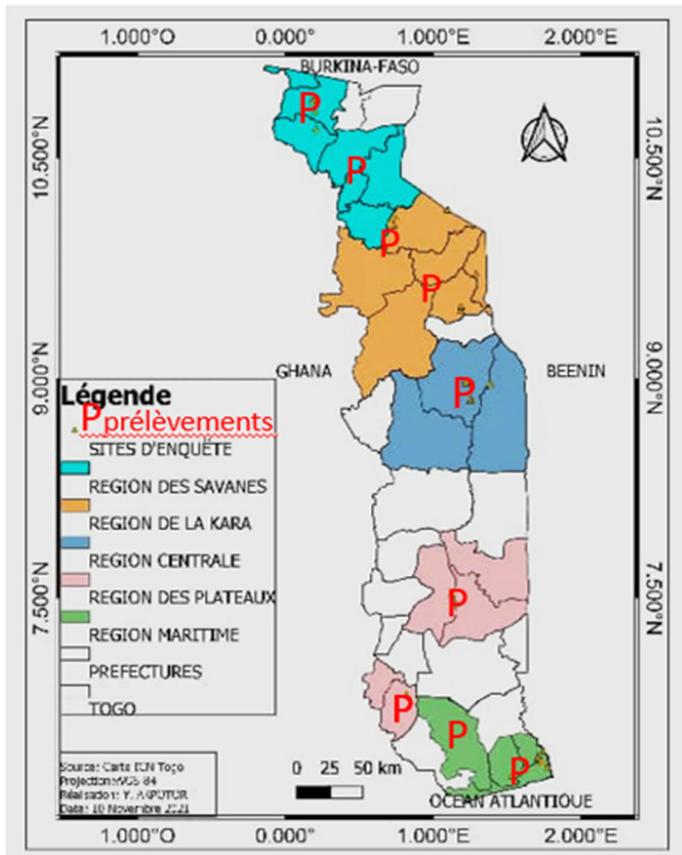


Figure 1 : Carte du Togo présentant les sites d'enquête et de prélèvements

Echantillonnage et critères de sélection des bovins de l'étude

Les animaux ont été sélectionnés dans deux ou trois préfectures (α_i) de chaque région en fonction des effectifs des troupeaux. Au moins cinq élevages sont choisis (N_i) dans chaque préfecture, en fonction de l'accessibilité des sites et du consentement des propriétaires. Ainsi, 08 à 10 bovins (n_i) par troupeau ont été prélevés en fonction du sexe et des antécédents sanitaires.

$$N_T = \sum_{i=5} N_i \times n_i \times \alpha_i$$

N_i = nombre total d'élevage

n_i = nombre d'animaux prélevés

α_i = nombre total de préfecture

□ **Population d'étude**

Les animaux inclus dans cette étude concernent 213 mâles et 325 femelles âgés de 6 à 60 mois ; soit un total de 538 bovins. Le système d'élevage dans toutes les régions est de type traditionnel axé sur l'exploitation des parcours naturels. La répartition des animaux est présentée sur le tableau 1 et sur la figure 2.

Tableau 1 : Répartition des bovins de l'étude par région

Régions	Nombre de bovins prélevés	Nombre total de bovins
Maritime	79	770
Plateaux	104	520
Centrale	85	873
Kara	126	915
Savanes	144	3.280
Total	538	6.358

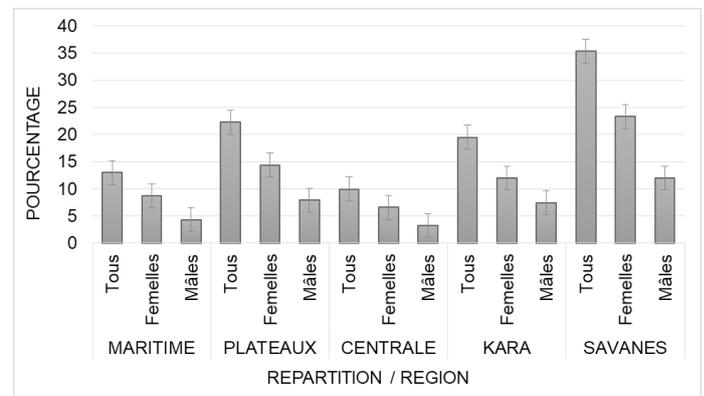


Figure 2 : Répartition des bovins prélevés par sexe

Méthodes

□ **Collecte de données sur les troupeaux**

Un interrogatoire est réalisé auprès des propriétaires pour recueillir les informations sur l'âge, le sexe, l'état sanitaire et les facteurs de risques de contamination à *Toxoplasma gondii* (présence de chat, pratique de pâturage et qualité de l'eau d'abreuvement).

□ **Prélèvement sanguin**

Le prélèvement est réalisé sur chaque animal par ponction de la veine jugulaire. Le sang recueilli sous vide dans un tube sec est centrifugé après coagulation, à 3500 tours pendant 5 minutes. Le sérum recueilli est conservé à -20C pour les dosages au laboratoire (Chikweto *et al.*, 2011).

□ **Analyse de laboratoire : recherche des Immunoglobulines G dans le sérum**

Elle a été effectuée par dosage qualitatif des IgG à l'aide du kit (ID Screen Toxoplasmosis Indirect Multi-species) du laboratoire ID.Vet Innovative Diagnostics (France). Le test colorimétrique repose sur la détection dans le sérum des anticorps (IgG) spécifiques anti *Toxoplasma gondii* par ELISA indirect. Les cupules de la microplaque sont sensibilisées avec les Ag P30 spécifiques de *T. gondii* du réactif. Les échantillons sont ensuite incubés avec les Ag pendant 45 min ±4 min à 21°C (±5°C). Les anticorps spécifiques anti *T. gondii* s'ils sont présents dans le sérum se fixent aux Ag P30 pour former un complexe antigène-anticorps. Après lavage, un conjugué anti-multi-espèces marqué à la peroxydase (HRP) est ensuite distribué dans les cupules. Il se fixe aux anticorps, formant un complexe antigène-anticorps-conjugué-HRP. L'incubation avec le conjugué se fait pendant 30 min ±3 min à 21°C (±5°C). Après élimination du conjugué en excès par lavage, la réaction est révélée par la solution TMB après une incubation de 15 min ±2 min à 21°C (±5°C) à l'obscurité. Chaque sérum a été testé deux fois. L'intensité de la coloration dépend de la quantité d'Ac (IgG) spécifiques (anti Ag P30) présents dans le sérum testé.

En présence d'Ac dans l'échantillon, il apparaît une coloration bleue qui devient jaune après blocage. En l'absence d'Ac dans l'échantillon, il n'apparaît pas de coloration.

La densité optique (DO) a été mesurée à la longueur d'onde de 450nm par un lecteur de plaque LEDETECT 96, Microplaque de Labexim.

Le seuil de positivité a été calculé selon la formule : $S/P = (DO_{\text{échantillon}} / DO_{\text{Contrôle Positif}}) * 100$. On considère que les échantillons sont **positifs** lorsque $S/P \geq 50\%$

Pour les échantillons **négatifs**, $S/P \leq 40\%$.

□ **Analyse statistique**

Les données de l'enquête ont été traitées par Microsoft Excel. L'analyse statistique a été faite grâce au logiciel Graphpad (Prism 8.4.3). Les résultats quantitatifs sont exprimés sous la forme de nombre (%). Le test One-way ANOVA suivi du post test de Bonferonni a été effectué pour la comparaison des prévalences entre les groupes au seuil de $p < 0,05$.

La prévalence a été calculée avec une IC 95% et une précision de 5% selon la formule : $P = n/N * 100$

(n = Nombre d'échantillons positifs ; N = Nombre total d'échantillons testés).

RESULTATS

□ **Caractéristiques de l'âge des animaux**

Le tableau 2 indique l'âge des animaux en fonction des régions. La moyenne d'âge est de 39,95±17,01 mois (femelles 39,66±16,87 mois ; mâles 40,54±17,31 mois). Les animaux ont presque les mêmes âges (41,6±16,32 mois à 44,49±11,97 mois) dans les différentes régions sauf dans la région des savanes où ils sont plus jeunes (34,49±19,42 mois).

□ **Dosage des IgG anti Toxoplasma : séroprévalence**

Les résultats de la figure 3 indiquent que la prévalence globale des IgG dans la population d'étude est de 10,22%. Les femelles présentent un taux significativement plus élevé (6,174%) que les mâles (4,046%) $p < 0,0001$.

Tableau 2 : Répartition des animaux de l'étude en fonction de l'âge

REGIONS	TOUS	FEMELLES	MÂLES
MARITIME	41,6±16,32	40,93±18,09	43,12±11,75
PLATEAUX	41,8±16,92	40,83±16,75	44,68±17,3
CENTRALE	44,05±11,91	45,01±12	42,81±11,84
KARA	44,49±11,97	44,92±11,82	43,75±12,26
SAVANES	34,49±19,42	34,25±18,32	34,96±21,52
TOUS	39,95±17,01	39,66±16,87	40,54±17,31

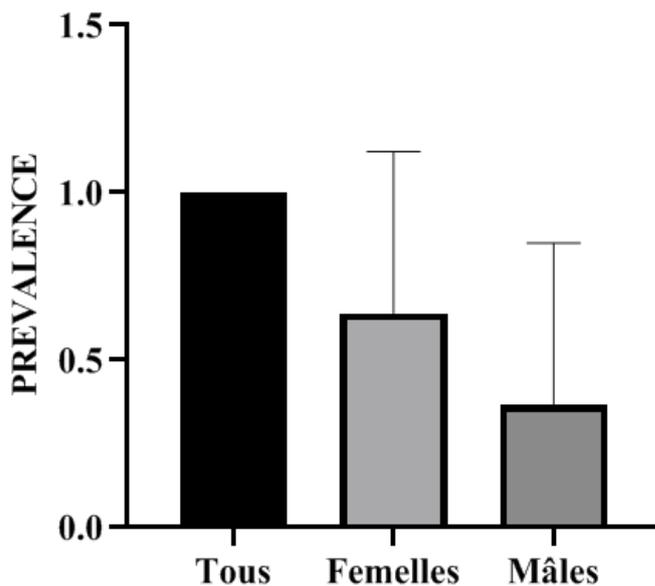


Figure 3 : Prévalence des IgG anti-Toxoplasma gondii

Les prévalences de la toxoplasmose par région sont indiquées dans le tableau 3. L'analyse des résultats révèle que le taux le plus élevé est observé dans la région Maritime (16,46%) suivie des régions Centrale (12,94%) puis celle de la Kara et des Savanes (11,90% et 8,33%). La région des Plateaux présente le taux le plus faible (3,85%).

Tableau 3 : Séroprévalence de la toxoplasmose par région

Régions	Effectifs totaux des bovins	Nb de bovins positifs	% de bovins positifs
Maritime	79	13	16,46%
Plateaux	104	4	3,85%
Centrale	85	11	12,94%
Kara	126	15	11,90%
Savanes	144	12	8,33%
Total	538	55	10,22%

□ *Evaluation des facteurs de risque de contamination des bovins*

Les résultats du tableau 4 révèlent que 95,65% des troupeaux sont en contact permanent avec les chats excréant les oocystes. Concernant l'alimentation des bovins, 100% des troupeaux consomment le fourrage de pâturages naturels et 84,68% des animaux s'abreuvent avec de l'eau souillée. Tous les troupeaux (100%) de l'étude sont suivis par un vétérinaire.

Tableau 4 : Facteurs de risque de contamination des animaux

	Présence de chat	Suivi vétérinaire	Eau de boisson		Pâturages naturels
			Courante	Souillée	
Oui	95,65%	100%	15,22%	84,78%	100%
Non	4,35%	00%	84,78%	15,22%	00%

DISCUSSION

L'objectif de ce travail est de déterminer la séroprévalence de la toxoplasmose et d'évaluer les facteurs de risque de contamination des bovins au Togo. Les animaux sélectionnés pour cette étude représentent environ 7,41% de l'effectif total des animaux présents sur les sites visités.

La population d'étude présente un âge moyen de 39,95±17,01 mois. Les femelles et les mâles ont pratiquement les mêmes âges, quel que soit les régions. Les animaux étudiés sont relativement jeunes. Ceci est dû au fait que les plus âgés destinés à la consommation humaine sont vendus pour approvisionner les abattoirs. L'âge plus faible des animaux de la région des Savanes par rapport aux autres régions s'explique par le fait que cette région est frontalière à un pays du sahel dans lequel les propriétaires s'approvisionnent en jeunes animaux pour augmenter les effectifs.

Les conditions climatiques et géographiques plus propices à la croissance des pâturages naturels favorisant l'élevage des bovins ; expliqueraient la répartition inégale des effectifs des animaux dans les différentes régions du Togo (Adewi *et al.*, 2010). Ainsi, les populations des régions où les effectifs sont élevés font de l'élevage l'une de leurs principales activités professionnelles. Ceci est confirmé par l'effectif de la région des Savanes qui compte 51,6% (n= 3280) de la population d'étude. En effet, dans cette région, on retrouve plus de Peuhls qui sont spécialisés dans l'élevage des bovins. Ceci est également un indicateur de l'importance de cette filière dans l'économie de la région.

La proportion plus élevée de femelles (60,04%) dans la population d'étude est due au fait que les mâles sont utilisés comme géniteurs ce qui explique leur nombre plus faible. Les propriétaires achètent plus de femelles en raison de leur rentabilité économique pour leur contribution à augmenter le nombre d'animaux et à produire du lait. Ce qui est important pour les revenus des éleveurs qui sont de plus en plus sollicités pour une demande en augmentation des protéines animales (Adanlehoussi *et al.*, 2003 ; Seme *et al.*, 2015). La consommation du lait frais et ses dérivés au Togo couvre 15 à 26% et est en pleine augmentation depuis plus de vingt-cinq ans avec une qualité

nutritionnelle satisfaisante (Seme *et al.*, 2015).

Les résultats de la présente étude montrent que la séroprévalence des IgG anti-*Toxoplasma* est de 10,22% avec une proportion plus élevée chez les femelles (6,174%) que chez les mâles (4,046%). Les anticorps IgG sont les marqueurs sérologiques de l'infection à *Toxoplasma gondii* et sont synthétisés pendant la primo infection (Dubey et Jones, 2008 ; Hamad et Khadir, 2013). Puis, sous l'action des lymphocytes T et des cytokines, surtout des IFN γ , les parasites s'enkystent dans les tissus à faible réponse immunitaire (cerveau, cœur, muscles squelettiques) où ils demeurent toute la vie de l'hôte (Dubey, 1998 ; Barta, 2001.). Les IgG sont produites pendant la phase chronique de l'infection et protègent l'organisme durant toute sa vie (Dubey *et al.*, 2012). Ainsi, chez les femelles immunisées (IgG positifs), le risque de réactivation des kystes est réduit, c'est le cas des 6,174% de notre étude. Cependant, chez les animaux non immunisés, le risque de l'infection augmente avec l'âge de la gestation et les conséquences graves liées à la toxoplasmose congénitale augmentent lorsque l'infection survient dans les premiers mois de gestation. Ce qui est responsable des avortements spontanés (Paquet et Yundi, 2013). A cet effet, les 58,5% des femelles IgG négatifs ont un risque plus élevé d'être contaminées.

Des études antérieures ont montré que la prévalence varie en fonction des conditions climatiques, géographiques et les taux plus élevés sont retrouvés dans les régions humides (Tenter *et al.*, 2000 ; Frénil et Soldati-Favre, 2013 ; Tonouhewa *et al.*, 2017). La proportion des IgG observée dans notre étude est identique à celle du Vietnam (10,5%) mais inférieure à celles retrouvées au Sénégal (13%), en Algérie (28,7%), en France (27%) et au Brésil (16,63%) (Huong, *et al.*, 1998 ; Rozette *et al.*, 2005 ; Neurisvan Ramos Guerra *et al.*, 2014 ; Davoust *et al.*, 2015 ; Mohamed- Cherif Abdallah *et al.*, 2019). Cependant, elle est supérieure à ce qui est observé en Afrique du sud (8%) et en Malaisie (7,9%) (Chandrawathani *et al.*, 2008). Ceci est confirmé par la proportion élevée (16,46%) de la prévalence dans la région Maritime au Togo. En effet plus on s'éloigne de cette région, plus la prévalence diminue. Le fait que les oocystes restent infectieux presque 2 ans dans le sol moite explique les proportions élevées de l'infection dans les régions humides (Dubey, 2008). Dans la présente étude, la séroprévalence élevée chez les bovins s'expliquerait par l'ingestion des oocystes sur les fourrages naturels (100%) et dans l'eau souillée (84,78%). De plus 95,65% des animaux sont en contact permanent avec les chats qui excrètent les oocystes de *Toxoplasma gondii*.

CONCLUSION

Les résultats sur l'épidémiologie de toxoplasmose bovine au Togo constituent les premières données importantes sur la séroprévalence de cette zoonose dans le pays. Les valeurs observées dans les différentes régions sont en corrélation avec les conditions géographiques et climatiques qui déterminent l'importance des facteurs de risques de contamination dans les élevages. Ce qui pose un problème de santé publique pour la population togolaise. Les données de la présente étude constituent des informations capitales qui permettront aux autorités en charge du secteur de mettre en place des programmes de prévention et sensibilisation à l'attention de toute la population afin de lui assurer une sécurité alimentaire.

REMERCIEMENTS

Les auteurs remercient le **Laboratoire Central Vétérinaire** du Ministère de l'élevage, la FAO ainsi que le **Soroptimist International** à travers le **Club Lomé 1** pour leurs appuis multiformes qui ont permis la réalisation de ce travail.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Abdallah, M. C., Kamel, M., Karima, B., Samir, A., Djamel, K., Rachid, K., and Khatima, A. O. (2019). Cross-sectional survey on *Toxoplasma gondii* infection in cattle, sheep, and goats in Algeria: seroprevalence and risk factors. *Veterinary Sciences*, 6(3), 63.

Adewi, E., Badameli, K. M., and Dubreuil, V. (2010). Evolution des saisons des pluies potentiellement utiles au Togo de 1950 à 2000. *Climatologie*, 7, 89-107.

Barta J. R. (2001). Molecular approaches for inferring evolutionary relationships among protistan parasites. *Veterinary Parasitology* 101, 175-186.

Bastiaensen, P., Dorny, P., Batawui, K., Boukaya, A., Napala, A., and Hendrickx, G. (2003). Parasitisme des petits ruminants dans la zone périurbaine de Sokodé, Togo. I. Ovins. *Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*, 56 (1-2), 43-50.

Bastiaensen, P., Dorny, P., Batawui, K., Boukaya, A., Napala, A., & Hendrickx, G. (2003). Parasitisme des petits ruminants dans la zone périurbaine de Sokodé, Togo. II. Caprins. *Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*, 56 (1-2), 51-56.

Boyer, K.M., Holfels, E., Roizen, N., Swisher, C., Mack, D., Remington, J., Withers, S., Meier, P. and McLeod, R. (2005) Risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in mothers of infants with congenital toxoplasmosis: Implications for prenatal management and screening. *Am. J. Obstet. Gynecol.*, 192: 564-571. *American Journal of Obstetrics and Gynecology*, 192(2), 564-571.

Chandrawathani, P., Nurulaini, R., Zanin, C., Premaalatha, B., Adnan, M., Jamnah, O. and Seah, T. C. (2008). Research note seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in pigs, goats, cattle, dogs and cats in *Peninsular Malaysia*. *Tropical Biomedicine*, 25, 257-258.

Davoust, B., Mediannikov, O., Roqueplo, C., Perret, C., Demoncheaux, J. P., Sambou, M. and Blaga, R. (2015). Enquête de séroprévalence de la toxoplasmose animale au Sénégal. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique*, 108(1), 73-77.

Dean, A. S., Bonfoh, B., Kulo, A. E., Boukaya, G. A., Amidou, M., Hattendorf, J. and Schelling, E. (2013). Epidemiology of brucellosis and qFever in linked human and animal populations in northern Togo. *PLoS One*, 8(8), e71501.

Dechicha, A. S., Bachi, F., Gharbi, I., Gourbdji, E., Baazize-Amami, D., and Guetami, D. (2015). Sero-epidemiological survey on toxoplasmosis in cattle, sheep and goats in Algeria. *African Journal of Agricultural Research*, 10(20), 2113-2119.

Dubey J. P., (1998). Advances in the life cycle of *Toxoplasma gondii*. *International Journal for Parasitology*, 28(7), 1019-1024.

Dubey, J. P. (2004). Toxoplasmosis—a waterborne

zoonosis. *Veterinary Parasitology*, 126(1-2), 57-72.

Dubey, J. P. (2008). The history of *Toxoplasma gondii*—the first 100 years. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 55(6), 467-475.

Dubey, J. P., and Jones, J. L. (2008). *Toxoplasma gondii* infection in humans and animals in the United States. *International Journal for Parasitology*, 38(11), 1257-1278.

Dubey, J. P., Lindsay, D. S., and Speer, C. (1998). Structures of *Toxoplasma gondii* tachyzoites, bradyzoites, and sporozoites and biology and development of tissue cysts. *Clinical Microbiology Reviews*, 11(2), 267-299.

FAO-OMS. (2015) Joint FAO/WHO food standards program codex committee on food hygiene. Forty-seventh session Boston, Massachusetts, United States of America, 9-13.

Guerra, N. R., Alves, B. H. L., Farias, M. P. O., Mota, R. A., and Alves, L. C. (2014). Frequency of *Toxoplasma gondii* antibodies in bovines in the state of Pernambuco, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 23(3), 417-419.

Hill, D. E., Chirukandoth, S., and Dubey, J. P. (2005). Biology and epidemiology of *Toxoplasma gondii* in man and animals. *Animal Health Research Reviews*, 6(1), 41-61.

Kponmassi T. (1991). Épidémiologie des infections abortives des bovins au Togo. Enquête sérologiques sur la Brucellose, la Chlamydie et la Fièvre Q. Thèse de doctorat d'Etat, Université Cheick Anta Diop de Dakar, 88p.

Lopes, A. P., Dubey, J. P., Neto, F., Rodrigues, A., Martins, T., Rodrigues, M., and Cardoso, L. (2013). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection in cattle, sheep, goats and pigs from the North of Portugal for human consumption. *Veterinary Parasitology*, 193(1-3), 266-269.

Paquet, C., Yudin, M. H., Allen, V. M., Bouchard, C., Boucher, M., Caddy, S. and Senikas, V. (2013). Toxoplasmose pendant la grossesse : Prévention, dépistage et traitement. *Journal of Obstetrics and Gynaecology Canada*, 35(1), 80-81.

Petersen E., Vesco G., Villari S., and Buffolano W. (2010). What do we know about risk factors for infection in humans with *Toxoplasma gondii* and how can we prevent infections?. *Zoonoses and Public health*, 57(1), 8-17.

Petersen E., Vesco G., Villari S., and Buffolano W., (2010). What do we know about risk factors for infection in humans with *Toxoplasma gondii* and how can we prevent infections? *Zoonoses and Public Health*. 57(1) : 8-1.

Tenter A. M., Heckeroth A. R., and Weiss L. M. (2000). *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. *International journal for parasitology* 30(12) : 1217-1258.

Tonouhewa A. B. N., Akpo Y., Sessou P., Adoligbe C., Yessinou E., Hounmanou Y. G., Assogba M. N., Youssao I. and Farougou S. (2017). *Toxoplasma gondii* infection in meat animals from Africa: Systematic review and meta-analysis of sero-epidemiological studies. *Veterinary World*, 10(2), 194-208.

Webster J. P. (2001). Rats, cats, people and parasites: the impact of latent toxoplasmosis on behaviour. *Microbes and Infection*, 3(12), 1037-1045.