

## Qualité des eaux en élevage de dinde à Khémisset (Maroc) et hypothèses sur les facteurs de risques

Cet article (n° 20092016-00081-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 2016 dans le volume 35 (3) de la *Revue scientifique et technique*.

A. El Allaoui <sup>(1)\*</sup>, F. Rhazi Filali <sup>(1)</sup> & A. Derouich <sup>(2)</sup>

(1) Équipe Microbiologie et Santé, Département de Biologie, Laboratoire de chimie et biologie appliquées à l'environnement, Université Moulay Ismail, Faculté des Sciences, B.P. 11201, Zitoune Meknès, Maroc

(2) Inspection vétérinaire de Tiflet, Av. Prince-Moulay-Abdellah, Quartier administratif, B.P. 18, Tiflet, Maroc

\*Auteur chargé de la correspondance : alaouixsaraa@hotmail.com

### Résumé

Cette étude a pour objectifs d'évaluer la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau des élevages de dinde de chair dans la province de Khémisset (nord-ouest du Maroc) et de formuler, au moyen d'un questionnaire, certaines hypothèses sur les facteurs de risque potentiels associés à la contamination de l'eau d'abreuvement par les coliformes fécaux. Au total, 80 échantillons ont été prélevés et analysés dans 20 élevages. Au sas de la ligne d'abreuvement, 100 % des échantillons étaient de qualité inacceptable en ce qui concerne les coliformes fécaux, *Escherichia coli*, les streptocoques fécaux, les anaérobies sulfito-réducteurs et les entérocoques. Une réduction significative de la contamination microbiologique a été observée en bout de la ligne d'abreuvement ( $p < 0,05$ ) au jour 60. Plus de 90 % des échantillons étaient de qualité satisfaisante pour ce qui concerne le pH, les nitrites, la conductivité, les nitrates et le fer ; en revanche, seulement 35 % et 20 % d'échantillons étaient conformes pour ce qui concerne la dureté totale et la présence d'ammonium, respectivement. Les facteurs associés à la contamination par les coliformes fécaux

étaient la chloration de l'eau ( $p = 0,065$  ; rapport des cotes = 14 ; intervalle de confiance [IC] à 90 % = 1,14-71), le nettoyage et la désinfection ( $p = 0,028$  ; rapport des cotes = 14 ; IC à 95 % = 1,25-156,6) et le traitement par antibiotiques ( $p = 0,001$  ; rapport des cotes = 6 ; IC à 95 % = 2,1-35,2).

Afin d'améliorer la qualité de l'eau dans les élevages avicoles, il est recommandé aux éleveurs de protéger les puits contre la contamination et d'installer des stations de potabilisation de l'eau (pré-oxydation, coagulation, floculation, désinfection). Il convient également de procéder à un nettoyage et une désinfection rigoureux des bâtiments et du matériel d'élevage à la fin de chaque bande.

### **Mots-clés**

Contamination – Dinde de chair – Eau d'abreuvement – Maroc – Qualité bactériologique – Qualité physico-chimique.

### **Introduction**

La surveillance de la qualité des eaux d'abreuvement des volailles est une préoccupation récente au Maroc. Pendant longtemps, l'impact que pouvait représenter une eau de boisson de qualité détériorée, aussi bien sur la santé animale que sur la solubilité des médicaments et leur efficacité thérapeutique, a été sous-estimé.

Les facteurs pouvant influencer la qualité de l'eau sont la présence de bactéries, surtout les coliformes, un pH élevé ou bas, une dureté élevée, des teneurs élevées en fer, en magnésium, en nitrate et en nitrite, en sodium, en chlore et la présence d'autres minéraux (1).

Dans un élevage avicole, l'eau intervient à tous les stades de la production. Elle sert bien sûr à l'abreuvement et au refroidissement des bâtiments, mais elle est aussi le vecteur de médicaments et de vaccins ainsi que l'élément de base du nettoyage et de la désinfection des installations.

Cette omniprésence permet de comprendre que toute modification de la quantité et de la qualité de l'eau peut avoir des conséquences néfastes sur la santé et les performances des animaux (2). En France, une étude réalisée en 2004 a montré que les élevages présentant une

meilleure qualité bactériologique de l'eau obtenaient de meilleurs résultats techniques et entraînaient moins de troubles digestifs (3). Plusieurs auteurs (4) ont rapporté que la qualité de l'eau est un facteur majeur de maîtrise des problèmes sanitaires et un levier d'action déterminant pour l'éleveur. En effet, comme le montrent diverses études (5, 6), la présence de germes pathogènes dans l'eau de boisson constitue un risque d'affaiblissement de la santé des volailles et de réduction des performances.

Au Maroc, un certain nombre de travaux d'ordre physico-chimique ont été réalisés (1, 7, 8), mais jusqu'à ce jour aucune étude n'avait porté sur les facteurs de risques associés à la contamination bactériologique de l'eau d'abreuvement des volailles.

Au vu de ce constat, les auteurs ont entrepris la présente étude, qui poursuivait deux objectifs :

- évaluer la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau des élevages de dinde de chair dans la province de Khémisset (nord-ouest du Maroc)
- formuler quelques hypothèses quant aux facteurs de risque potentiels associés à la contamination bactériologique de l'eau d'abreuvement.

## **Matériels et méthodes**

### **Choix des sites d'élevage**

Les sites couverts par l'étude sont situés dans la province de Khémisset, localisée dans le plateau central marocain. Cette province est caractérisée par un climat tempéré et semi-continentale, à vocation agricole par excellence. Ces facteurs favorisent le développement des élevages de dinde de chair dans la région. Géographiquement, la province de Khémisset est située au nord-ouest du Maroc. Elle est constituée de 32 communes rurales où sont répartis les 35 élevages de dinde de chair recensés par les services agricoles, dont 20 étaient fonctionnels au moment de l'étude. La zone étudiée se présente sous une forme triangulaire délimitée par trois coordonnées géographiques [(X 393 803 Y 385 143) ; (X 345 632 Y 369 657) ; (X 391 959 Y 308 884)].

## Échantillonnage

Le présent travail a été mené au cours de l'année 2011, sur tous les élevages fonctionnels ( $n = 20$ ) représentant 86 bâtiments. La capacité totale de production était de 439 000 dindes de chair par bande. L'unité statistique correspondait à un bâtiment par élevage.

Les échantillons d'eau étaient prélevés dans des flacons stériles de 500 ml, selon un mode opératoire précis évitant toute contamination accidentelle. Ils étaient ensuite convenablement transportés au laboratoire dans une glacière à 4 °C et analysés dans les 24 h suivant leur arrivée. Le moment et l'endroit de prélèvement étaient fonction de l'objectif recherché (Tableau I, Fig. 1).

## Analyses microbiologiques et physico-chimiques

### Analyses microbiologiques

#### Micro-organismes revivifiables

Le dénombrement des micro-organismes revivifiables était effectué en ensemençant les boîtes de Pétri contenant la gélose d'extrait de levure par un volume mesuré (1 ml) de l'échantillon d'eau à analyser ou des dilutions, puis en incubant ces boîtes à  $36 \pm 2$  °C pendant  $44 \pm 4$  h, conformément à la norme marocaine ISO 6222 de 2007.

#### Coliformes totaux

Le dénombrement des coliformes totaux (CT) s'est fait par filtration sur membrane cellulosique (0,45  $\mu\text{m}$ ) d'un volume d'eau à analyser (100 ml) après les dilutions appropriées. La membrane était déposée sur la gélose lactosée au TTC (chlorure de triphényltétrazolium) et au tergitol 7. L'incubation s'effectuait à une température de  $36 \pm 2$  °C pendant une durée de  $21 \pm 3$  h selon la norme marocaine ISO 6461-2 de 2007.

#### Coliformes fécaux et *Escherichia coli*

Conformément à la norme marocaine ISO 6461-2 de 2007, le dénombrement des coliformes fécaux (CF) a été réalisé de la même manière que les CT, sauf que l'incubation s'est effectuée à une température de  $44 \pm 0,5$  °C pendant  $21 \pm 3$  h, puis a été prolongée

pendant  $44 \pm 4$  h. À partir des colonies confirmées des coliformes fécaux, il a été procédé au repiquage d'un nombre représentatif de colonies typiques obtenues (au moins 10) sur une gélose non sélective (bouillon au tryptophane), et à l'incubation des tubes contenant le bouillon au tryptophane à  $44 \pm 0,5$  °C pendant  $21 \pm 3$  h. La production d'indole a ensuite été contrôlée en ajoutant 0,2 à 0,3 ml de réactif de Kovacs. L'apparition d'une coloration rouge à la surface du bouillon confirmait la production d'indole. Enfin, toutes les colonies ayant une réaction négative à l'oxydase, mais positive à l'indole ont été considérées comme étant des *Escherichia coli*.

### Streptocoques fécaux et entérocoques intestinaux

Le dénombrement des streptocoques fécaux (SF) a été effectué par filtration d'un volume d'eau (100 ml), après les dilutions appropriées, à travers une membrane de filtration de  $0,45 \mu\text{m}$ . Le filtre était placé sur un milieu sélectif solide de Slanetz et Bartley et l'incubation s'est faite à 37 °C pendant  $44 \pm 4$  h conformément à la norme marocaine ISO 7899-2 de 2007.

À partir des colonies confirmées des streptocoques fécaux, il a été procédé à la confirmation de la présence d'entérocoques intestinaux (EI). Cette étape a consisté à transférer la membrane contenant les colonies typiques de SF dans un milieu gélosé (gélose bile-esculine-azide : BEA) et à incuber les boîtes de Pétri à 44 °C pendant 2 h maximum.

### Spores d'organismes anaérobies sulfite-réducteurs

Pour la recherche des spores d'organismes anaérobies sulfite-réducteurs (ASR) dans un échantillon d'eau à analyser et de volume déterminé (100 ml) il a été procédé à une première étape consistant à sélectionner les spores, par chauffage à 80 °C pendant une durée suffisante (10 min) pour que les formes végétatives soient détruites ; les étapes suivantes concernaient la filtration et l'incubation : la filtration de l'échantillon d'eau était réalisée à l'aide d'une membrane filtrante ( $0,2 \mu\text{m}$ ) ; après avoir placé la membrane sur le milieu de culture tryptose-sulfite-gélose (TSC), les boîtes de Pétri étaient incubées à  $37 \pm 1$  °C pendant  $20 \pm 4$  h et  $44 \pm 4$  h. Le nombre retenu

était le plus élevé de colonies noires aux deux lectures (à  $20 \pm 4$  h et à  $44 \pm 4$  h), conformément à la norme marocaine ISO 6461-2 de 2007.

### **Analyses physico-chimiques**

L'étude a également porté sur la mesure *in situ* du pH par un pH-mètre portable (HANNA Hi 8519N), de la conductivité par un conductimètre portable (Consort K912), de la température de l'eau par un thermomètre (électro-thermomètre digital :  $-50$  à  $150$  °C). Les autres analyses physico-chimiques ont été réalisées au laboratoire selon des méthodes homologuées par Rodier *et al.* (9).

La méthodologie suivie pour analyser les différents paramètres de la qualité des eaux est résumée dans le Tableau II.

En parallèle à cette étude, un questionnaire préalablement validé par des vétérinaires avicoles et couvrant différents aspects pouvant influencer sur la qualité de l'eau (emplacement et environnement, gestion de l'eau, infrastructure, équipements, fonctionnement, hygiène, personnel, alimentation...) a été rempli avec l'éleveur. Son but était de formuler des hypothèses sur les facteurs de risque pouvant être associés à la contamination bactériologique de l'eau de boisson.

### **Analyse statistique**

L'étude statistique a porté sur la contamination par les CF au jour 60 (soit 60 jours après la mise en place des dindonneaux), car la différence entre les coliformes dénombrés au J0 à la mise en place des dindonneaux au sas et au J60 au bout de la ligne d'abreuvement est hautement significative ( $p < 0,001$ ) (Tableau III).

En outre, la présence des CF peut être révélatrice de la présence de micro-organismes entéropathogènes, par exemple les salmonelles (10) ou le virus de Norwalk (11). Les valeurs obtenues ont été comparées aux normes de la filière relatives aux normes de qualité bactériologique de l'eau d'abreuvement (12), aux normes américaines relatives à la qualité de l'eau potable pour les volailles (13) et aux directives européennes sur l'eau de boisson (14).

Un échantillon était déclaré contaminé si le nombre de coliformes fécaux était supérieur à la norme (5 dans 100 ml). La variable étudiée

est donc dichotomique et décrit la contamination ou la non-contamination par les CF. Pour mettre en évidence la corrélation de cette variable avec chaque variable explicative, un test  $\chi^2$  et le calcul des rapports des cotes avec un intervalle de confiance à 95 % ont été effectués à l'aide du logiciel Statistica 6.0 (Statsoft Ltd, Chicago, III). Le traitement des résultats du questionnaire a été fait au moyen du logiciel Sphinx Plus<sup>2</sup> (V. 4.5.0.19).

## Résultats

### Analyses microbiologiques

Au J0 (au démarrage d'élevage), tous les échantillons prélevés au sas de la ligne d'abreuvement étaient fortement contaminés par les germes totaux (GT) (en moyenne  $3,4 \pm 0,80 \log_{10}$  ufc/ml) et par les coliformes (en moyenne  $3,5 \pm 0,26 \log_{10}$  ufc/100 ml) ; la totalité des échantillons analysés était donc de qualité inacceptable. En ce qui concerne les CF, *E. coli*, les streptocoques et les entérocoques, les échantillons ont présenté une forte contamination bactériologique qui s'est traduite par un pourcentage de conformité situé entre 10 et 25 % selon les normes (Tableau III). L'analyse statistique a montré qu'il n'y a pas de différence significative ( $p < 0,05$ ) entre les valeurs enregistrées au sas et au bout de la ligne à J0 (c'est-à-dire à la mise en place des dindonneaux dans le bâtiment d'élevage) (Tableau III).

En bout de ligne, 60 jours après le démarrage (J60), la présence de GT, de CT, de CF et d'*E. coli* est significativement réduite ( $p < 0,05$ ), alors qu'il n'y a pas de différence significative entre le sas à J0 et le bout de ligne à J60 pour ce qui concerne la contamination par les entérocoques et les streptocoques (Tableau III).

### Paramètres physico-chimiques

Les analyses physico-chimiques ont concerné neuf paramètres. Le Tableau IV dresse le récapitulatif relatif aux différents élevages. En confrontant les valeurs des paramètres physico-chimiques avec les normes, il ressort que plus de 90 % des échantillons d'eau d'abreuvement sont de qualité satisfaisante pour ce qui concerne le pH ( $6,4 \pm 0,2$ ), la présence de nitrite ( $0,049 \pm 0,13$  mg/l), la conductivité ( $1\ 381,2 \pm 731,1$   $\mu$ s/cm), et la présence de nitrate ( $11,9 \pm 4,3$  mg/l) et

de fer ( $0,03 \pm 0,05$  mg/l), alors que la dureté totale dépasse 50 °F (norme préconisée) dans six élevages (30 %). La teneur en ammonium dans les eaux analysées ne dépasse pas 0,5 g/ml dans 80 % des échantillons.

### **Hypothèses de facteurs de risque associés à la contamination de l'eau par les coliformes fécaux à 60 jours**

Au cours des 60 jours de l'étude, 11 éleveurs sur 20 ont effectué un traitement antibactérien de l'eau par chloration permanente au moyen de pompes doseuses (la concentration recherchée étant de 1 à 2 ppm de chlore résiduel au niveau de l'abreuvoir), alors que les 9 autres éleveurs ont effectué une chloration ponctuelle. Au risque de 10 %, une corrélation significative a été observée entre la fréquence de chloration et la contamination de l'eau de boisson dans les bâtiments d'élevage par les coliformes fécaux ( $p < 0,065$ ) (Tableau V). En effet, seuls deux élevages sur les onze où avait été pratiquée une chloration permanente au cours de la bande étaient contaminés avec les CF, alors que cette contamination était supérieure à la norme dans six des neuf élevages où l'eau avait été chlorée de manière ponctuelle sans recourir à une pompe doseuse (Tableau V).

Le nettoyage du matériel (mangeoires, bacs, abreuvoirs, canalisations, équipements de distribution d'alimentation et d'abreuvement...) en cours de bande et lors du vide sanitaire (rapport de cotes = 14 ; intervalles de confiance (IC) à 95 % compris entre 1,25 et 156,6) semble avoir contribué significativement à diminuer le risque de contamination. Effectivement, 87,5 % des élevages dont le matériel a subi un nettoyage lors du vide sanitaire et au cours de la bande n'étaient pas contaminés par les CF (Tableau V). L'administration permanente d'antibiotiques à spectre large dans l'eau, dès le premier jour (rapport des cotes = 6,82 ;  $p = 0,001$ ) pour lutter contre les salmonelloses et les colibacillooses, s'est également avérée un moyen prophylactique efficace pour lutter contre les coliformes dans l'eau de boisson. En revanche, le pH (rapport des cotes = 4,57 ;  $p < 0,32$ ) , IC à 95 % compris entre 0,41 et 51) et la dureté totale (rapport des cotes = 3,6,  $p < 0,33$ , IC à 95 % compris entre 0,5 et 27) n'ont pas influé de manière significative sur la quantité de coliformes fécaux retrouvés en bout de la ligne à J60 (Tableau V).



## Discussion

Le Tableau III montre qu'il n'y a pas une différence significative ( $p < 0,05$ ) entre la flore dénombrée au J0 juste après le vide sanitaire au sas et en bout de ligne d'abreuvement. Cela est probablement dû à l'efficacité du nettoyage et de la désinfection réalisés dans les bâtiments lors du vide sanitaire : après un bon lavage du bâtiment et des équipements, la plupart des éleveurs désinfectent toutes les surfaces intérieures du bâtiment et l'ensemble du matériel d'élevage en utilisant des désinfectants qui contiennent des phénols, des iodoformes ou des ammoniums quaternaires sur les surfaces exemptes de matières organiques. Il en ressort que la forte contamination de l'eau en bout de ligne à J0 serait due à des contaminations de l'eau à l'origine au sas (puits). Une réduction significative de la flore au J60 en bout de la ligne ( $p < 0,05$ ) (Tableau III), indique que les pratiques ainsi que les traitements antibactériens (chloration de l'eau, traitement acidifiant au peroxyde d'hydrogène pour l'eau de boisson) mis en place dans les élevages, sont plus ou moins efficaces mais restent insuffisants. En effet 100 % des élevages étudiés utilisent l'eau des puits, donc les fortes contaminations par les GT et les CT de l'eau au sas à J0 ( $3,4 \pm 0,80 \log_{10}$  ufc/ml et  $3,5 \pm 0,26 \log_{10}$  ufc/100 ml, respectivement) pourraient être dues à la mauvaise protection des puits, dont 30 % sont des puits à ciel ouvert parmi lesquels 70 % ne sont pas entretenus régulièrement (une vidange tous les cinq ans).

Au J0, seulement 10 % des échantillons d'eau sont conformes pour ce qui concerne *E. coli* et les CF. Ces bactéries provenant exclusivement des intestins d'animaux à sang chaud, y compris les humains, leur présence dans une eau traitée doit faire sérieusement soupçonner une contamination d'origine fécale (15). Cette hypothèse était vérifiée dans notre étude par une corrélation importante ( $r = 0,64$ ,  $p < 0,01$ ) au J60 en bout de la ligne au dernier abreuvoir, entre les CT et les *E. coli*. En effet, dans 85 % des élevages de l'étude, d'autres animaux (bovins, oiseaux, ovins, rats...) peuvent accéder librement. Cette contamination fécale peut également être le signe de la présence de microorganismes entéropathogènes (15), réduisant ainsi les performances zootechniques (indice de consommation, gain moyen quotidien de poids) au sein du bâtiment. La haute contamination avec *E. coli* en bout de la ligne d'abreuvement à J60 ( $1,2 \pm 1,01 \log_{10}$

ufc/100 ml) constitue réellement un risque sanitaire, confirmé par le taux de mortalité supérieur à 10 % constaté dans 65 % des élevages étudiés. Stordeur et Mainil (16) ont rapporté que les *E. coli* sont à l'origine de différentes pathologies infectieuses. En outre, au J60, 80 % des échantillons dépassent la norme préconisée pour ce qui concerne les streptocoques ( $> 5/100$  ml), ce qui entraîne un risque accru de gastro-entérites, même avec un nombre relativement restreint de streptocoques fécaux (3 à 10 bactéries/100 ml) (17). Cette forte contamination constitue également un risque sanitaire pour la santé des employés des élevages, puisqu'ils consomment la même eau que les volailles.

Notre étude a montré que le pH n'a pas d'effet significatif sur la contamination par les coliformes fécaux ( $p = 0,32$ ) de l'eau en bout de ligne à J60. Le pH des 20 échantillons est généralement acide, en effet ses valeurs vont de 5,8 à 6,6 ce qui est probablement lié à la nature des sols granitiques traversés par l'eau, car le pH d'une eau naturelle dépend des structures géologiques des sols traversés (18). Il peut également être influencé par l'oxygénation de la source, qui agit sur le pH. En effet, un manque d'oxygénation de la source dû à la profondeur des puits et à leur étanchéité se traduit par une eau pauvre en ions hydroxydes (OH) et donc à pH faible. Le milieu intestinal des volailles étant acide, il est préférable que le pH des eaux de boisson soit inférieur à 7, car cela exerce un effet stabilisateur et sélectif de la flore intestinale saprophyte. Une eau trop acide ( $< 5,5$ ) est toutefois agressive pour les canalisations et potentiellement dangereuse pour le tube digestif et l'appareil urinaire (syndromes diarrhéiques et troubles rénaux et urinaires) (10). Enfin, le pH est un facteur susceptible d'influencer les molécules médicamenteuses (acides ou bases), qui se dissolvent plus ou moins bien en fonction de l'équilibre chimique (19).

Les résultats de ce travail ont également montré que la dureté n'a pas d'effet significatif sur la réduction de coliformes en bout de la ligne d'abreuvement ( $p < 0,33$ ). La moyenne de la dureté de l'eau de l'ensemble des échantillons est de 55,2 °F, ce qui est une valeur assez élevée ; une eau dure interfère toutefois avec l'absorption intestinale des oligo-éléments (18) et des macro-éléments et provoque

l'entartrage du matériel d'abreuvement (20). De plus, elle favorise les irritations intestinales, le piquage et le cannibalisme.

La concentration moyenne des chlorures est de l'ordre de 399,6 mg/l, dont 55 % ont des valeurs supérieures à la norme (250 mg/l). Les teneurs anormales observées dans trois élevages (617,17, 696,15 et 1 462,5 mg/l, respectivement) peuvent s'expliquer par une utilisation abusive du chlore puisque ces élevages pratiquent une chloration continue, en l'absence de pompe doseuse ou électrique qui permette de réaliser des traitements à faible concentration (0,01 à 0,1 % de chlore).

Concernant la prise de sel dans l'alimentation aviaire, des études ont montré qu'un niveau normal de sel dans l'aliment (0,3 %) et une concentration de 4 ppm de sel dans l'eau de boisson pouvaient entraîner une sous-consommation d'eau chez le poulet, la dinde et le canard, causant ainsi une baisse de prise alimentaire, une diminution du taux de croissance et une augmentation du taux de mortalité (21). Dans la présente étude, la salinité de 52 % des eaux est supérieure à 3 000 mg/l avec un maximum de 4 890 mg/l (Tableau IV), ce qui pourrait causer, selon Casteel *et al.* (22) une liquéfaction des fientes, une augmentation de la mortalité et une baisse du taux de croissance, surtout chez la dinde, ou encore une modification de l'efficacité des traitements médicamenteux. Au total, 20 % des élevages dépassent la norme (0,5 mg/l) en ce qui concerne la présence d'ammonium, avec des concentrations maximales enregistrées de 5,17 mg/l. La présence de cet élément couplé avec une concentration élevée en nitrites (0,58 mg/l) dans un même élevage indique une évolution bactérienne des formes d'azote, qui sont souvent associées à une contamination fécale (2).

## Conclusion

À la lumière de cette étude, il est recommandé, afin d'améliorer la qualité de l'eau dans les élevages avicoles, de conseiller aux éleveurs de protéger les puits contre la contamination et d'installer des stations de potabilisation de l'eau (pré-oxydation, coagulation, floculation, désinfection). En outre, le nettoyage et la désinfection des bâtiments d'élevage et des silos d'aliment à la fin de chaque bande doivent être conduits de manière rigoureuse afin d'empêcher le passage d'agents

pathogènes entre deux bandes successives. La protection du captage (délimitation grillagée de la zone, empêchement des animaux de pâturer à proximité pour éviter les contaminations fécales, bétonnage de la zone...) serait également une mesure judicieuse. Enfin, pour corriger les paramètres physico-chimiques non conformes, l'éleveur peut procéder à l'acidification de l'eau (correction du pH), recourir à des adoucisseurs (correction de la dureté) et réaliser une dénitrification (correction de la présence de nitrates et nitrites), ou encore adapter la teneur en sel des aliments (en cas de salinité élevée).

## Références

1. Akchour M. (2003). – Qualité physico-chimique de l'eau de boisson et la solubilité de certains médicaments utilisés chez la volaille. Thèse pour l'obtention du doctorat vétérinaire. Institut agronomique et vétérinaire (IAV) Hassan II, Rabat, Maroc.

2. Humbert E. & Pommier P. (1988). – L'eau – La qualité de l'eau en élevage avicole. *In* L'aviculture française (R. Rosset, édit.) Informations techniques des Services vétérinaires, Vol. 100-103, 369–374.

3. Bouvarel I., Chevalier D., Chatenet X., Lebrasseur A., Quimerc'h S., Vivien S., Puterflam J., Ragot O., Travel A., Bourdette C. & Gabriel I. (2005). – Les troubles digestifs non spécifiques chez le dindonneau : état des lieux et influence d'un paramètre d'élevage, la qualité de l'eau de boisson. *Sci. & Tech.*, **53**, 4–11.

4. Travel A., Bouvarel I., Chevalier D., Fulbert L. & Garnier S. (2006). – Conduite d'élevage et pathologies digestives des dindonneaux – Quels facteurs maîtriser pour limiter l'impact des entérites non spécifiques ? Étude de cas. Rapport OFIVAL, 144 pp. Page web : [www.cidef.net/pdf/rapportOFIVAL.pdf](http://www.cidef.net/pdf/rapportOFIVAL.pdf) (consultée le 22 février 2016).

5. Hapke H.J. (2000). – Effect of drinking water on animal health: toxicologic health risks. *Dtsch. Tierärztl. Wochenschr.*, **107** (8), 335–336.

6. Travel A., Bouvarel I., Chevalier D. & Fulbert L. (2007). – Un bon démarrage (0-42 jours) permet de limiter l'apparition

d'entérite chez les dindonneaux. *Journées Rech. Avic.*, 7, 84–88. Page web : <http://journées-de-la-recherche-foie-gras.org/PDF/B102-TRAVEL2-version%20def.pdf> (consultée le 10 mars 2016).

7. Tarik A. (2005). – Qualité physicochimique de l'eau de boisson et la solubilité de certains médicaments utilisés chez la volaille dans certaines régions du Maroc. *In* Thèse pour l'obtention du doctorat vétérinaire. Institut agronomique et vétérinaire (IAV) Hassan II, Rabat, Maroc.

8. Bengoumi D., Chahlaoui A., Belghiti L., Taha I., Samih M. & El Moustaine R. (2015). – Étude de la qualité bactériologique de l'eau de certains puits dans les élevages avicoles (Meknès et Gharb, Maroc), *Larhyss J.*, 209–226.

9. Rodier J., Legube B., Merlet N. & Brunet R. (2009). – L'analyse de l'eau. Eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer, 9<sup>e</sup> éd. Technique et ingénierie, Dunod, Paris, 1 600 pp.

10. Santé Canada (1991). – La qualité bactériologique. Document de support aux « Recommandations pour la qualité de l'eau potable au Canada ». Page web : [www.dieppe.ca/fr/hoteldeville/resources/RecommandationspourlaqualiteleaputableauCanada.pdf](http://www.dieppe.ca/fr/hoteldeville/resources/RecommandationspourlaqualiteleaputableauCanada.pdf) (consultée le 10 mars 2016).

11. Craun G.F. (1986). – Statistics of waterborne outbreaks in the U.S. (1920-1980). *In* Waterborne diseases in the United States (G.F. Craun, édit.), CRC Press, 73–160.

12. Collectif (2005). – Guide de l'éleveur de pondeuses. *Filières avicoles*, 677 (Suppl.), 36–38.

13. Carter T.A. & Sneed R.E. (1987). – Drinking water quality. *In* Poultry water quality issues, 136–159.

14. Villate D. (1997). – Maladies des volailles. Manuel pratique, 1<sup>e</sup> éd. France agricole, Paris, 399 pp.

15. Elmund G.K., Allen M.J. & Rice E.W. (1999). – Comparison of *Escherichia coli*, total coliform and fecal coliform

populations as indicators of wastewater treatment efficiency. *Water Environ. Res.*, **71** (3), 332–339. doi:10.2175/106143098X121752.

16. Stordeur P. & Mainil J. (2002). – La colibacillose aviaire. *Ann. Méd. Vét.*, **146** (1), 11–18. Page web : [www.facmv.ulg.ac.be/amv/articles/2002\\_146\\_1\\_02.pdf](http://www.facmv.ulg.ac.be/amv/articles/2002_146_1_02.pdf) (consultée le 23 février 2016).

17. Zmirou D., Ferley J.P., Collin J.F., Charrel M. & Berlin J. (1987). – A follow-up study of gastro-intestinal diseases related to bacteriologically substandard drinking water. *Am. J. Public Hlth*, **77** (5), 582–584. doi:10.2105/AJPH.77.5.582.

18. Villate D. (2001). – Maladies des volailles. Manuel pratique, 2<sup>e</sup> éd. France agricole, Paris, 399 pp.

19. Cuiriec B. (2001). – L'eau, premier aliment du porc. *Porc Mag.*, **340**, 31–32.

20. McNeely R.N., Neimanis V.P. & Dwyer L. (1979). – Thallium. *In* Water quality sourcebook. A guide to water quality parameters, Environment Canada, Inland Waters Directorate, Water Quality Branch, Ottawa, 88.

21. Krista L.M., Carlson C.W. & Olson O.E. (1961). – Some effects of saline waters on chicks, laying hens, poults, and ducklings. *Poult. Sci.*, **40** (4), 938–944. doi:10.3382/ps.0400938.

22. Casteel S., Fulhage C.D. & Pfof D.L. (2001). – Water quality for livestock drinking. Environmental Quality, MU Guide, published by MU Extension, University of Missouri-Columbia. EQ 381, New 2/01/7M. Page web : [extension.missouri.edu/explorepdf/envqual/eq0381.pdf](http://extension.missouri.edu/explorepdf/envqual/eq0381.pdf) (consultée le 23 février 2016).

**Tableau I**  
**Analyses microbiologiques et physico-chimiques selon l'objectif recherché**

Prélèvement	Nombre d'échantillons	Type d'analyse	Objectif
Au sas juste après le vide sanitaire et à la mise en place (J0)	20	bactériologique	Déterminer la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau initiale
	20	physico-chimique	
Au bout de ligne à J0 (dernier abreuvoir)	20	bactériologique	Apprécier l'efficacité du nettoyage et de la désinfection des canalisations réalisés durant le vide sanitaire
Au bout de ligne à J60	20	bactériologique	Mesurer l'évolution microbiologique de l'eau

**Tableau II**  
**Méthodes utilisées pour l'analyse des différents paramètres physico-chimiques (9)**

Paramètre	Méthode de mesure	Unité
Chlorures	Méthode de Mohr	mg/l
Dureté totale	Méthode par titrimétrie à l'EDTA (acide éthylènediamine tétracétique)	°f
Fer et ammonium	Méthode par spectrométrie d'absorption moléculaire	mg/l
Nitrates	Méthode par spectrométrie d'absorption moléculaire	mg/l
Nitrites	Méthode par spectrométrie d'absorption moléculaire	mg/l

**Tableau III**

**Pourcentages de conformité, normes et moyennes des analyses microbiologiques ( $\log_{10}$  ufc /100 ml  $\pm$  écart-type) de l'eau de boisson (n = 60) effectuées au sas et en bout de ligne dans 20 élevages de dindes de chair**

Micro-organismes recherchés	J0 sas	J0 BL	J60 BL	Normes <sup>(10, 11, 12)</sup>	Pourcentage de conformité J0 sas	Pourcentage de conformité J60 BL
GT*	3,4 $\pm$ 0,80 <sup>a</sup>	3 $\pm$ 0,39 <sup>a</sup>	2,8 $\pm$ 0,77 <sup>b</sup>	< 100 (dans 1 ml)	0	10
CT	3,5 $\pm$ 0,26 <sup>a</sup>	3 $\pm$ 1,07 <sup>a</sup>	2,6 $\pm$ 0,51 <sup>b</sup>	< 5 (dans 100 ml)	0	0
CF	2,8 $\pm$ 1,04 <sup>a</sup>	2,7 $\pm$ 1,14 <sup>a</sup>	1,2 $\pm$ 1,04 <sup>b</sup>	< 5 (dans 100 ml)	10	45
<i>E. coli</i>	2,5 $\pm$ 0,94 <sup>a</sup>	1 $\pm$ 1,49 <sup>b</sup>	1,2 $\pm$ 1,01 <sup>b</sup>	0 (dans 100 ml)	10	35
Str.	1,7 $\pm$ 0,56 <sup>a</sup>	1,9 $\pm$ 0,84 <sup>a</sup>	1,7 $\pm$ 0,96 <sup>a</sup>	< 5 (dans 100 ml)	25	20
ASR	0,5 $\pm$ 1,14 <sup>a</sup>	0,6 $\pm$ 1,46 <sup>a</sup>	1,6 $\pm$ 1,15 <sup>b</sup>	< 10 (dans 100 ml)	80	30
Ent.	1,3 $\pm$ 0,43 <sup>a</sup>	1,1 $\pm$ 0,74 <sup>a</sup>	1,3 $\pm$ 0,43 <sup>a</sup>	0 (dans 100 ml)	20	15

ASR : anaérobies sulfitoréducteurs

BL ou sas : lieu de prélèvement (bout de ligne ou sas)

CF : coliformes fécaux

CT : coliformes totaux

*E. coli*: *Escherichia coli*

Ent. : entérocoques

GT : germes totaux

J0 et J60 : dates de prélèvement pour les analyses (0 et 60 jours après la mise en place)

Str. : streptocoques fécaux

\*\* Les germes totaux sont exprimés en  $\log_{10}$  ufc/ml

Une même lettre est affectée aux valeurs de la même ligne qui ne présentent pas une différence significative ( $p < 0,05$ )



**Tableau IV**  
**Moyennes et normes de l'analyse physico-chimique de l'eau de**  
**boisson (n = 20) effectuée au niveau du sas de la ligne**  
**d'abreuvement dans 20 élevages de dindes de chair**

Paramètres physicochimiques	Analyse descriptive				Normes	Pourcentage de conformité
	Moyenne	Écart-type	Minimum	Maximum		
pH	6,4	0,2	5,8	6,6	6-7	90
C	1381,2	731,7	560	3 540	2500 µs/cm	90
Sal.	727,3	391,1	297	4 890	1 000- 2 999	25
DT	55,2	27,8	26,2	138,5	< 50 °F	65
NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	0,049	0,13	0	0,58	< 0,1mg/l	90
Cl	399,6	300,7	99,4	1 462,5	< 250mg	45
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	0,45	1,12	0	5,17	< 0,5mg/l	80
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	11,92	4,3	2,5	16	< 50 mg/l	100
Fe	0,03	0,05	0	0,22	< 0,3 mg/l	100
T	23,1	1,6	19	25	—	—

C : conductivité (µs/cm)

Cl : chlorure (mg/l)

DT : dureté totale (CaCO<sub>3</sub> ou mg/ml)

Fe : fer (mg/l)

NH<sub>4</sub><sup>+</sup> : ammonium (mg/l)

NO<sub>2</sub><sup>-</sup> : nitrite (mg/l)

NO<sub>3</sub><sup>-</sup> : nitrate (mg/l)

Sal. : salinité (mg/l)

T : température (°C)

**Tableau V**  
**Hypothèses de facteurs de risque associés à la contamination de**  
**l'eau en élevage de dinde de chair par les coliformes fécaux (test  $\chi^2$**   
**à 5 %) à J60**

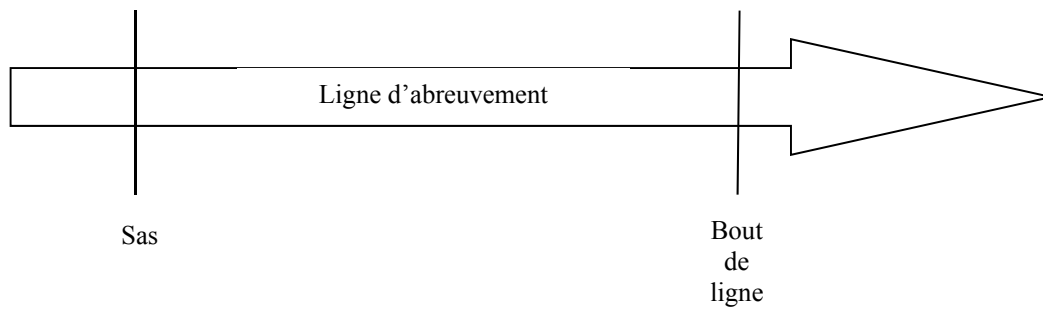
Variables	Modalité	Pourcentage de contamination	P $\alpha$	$\chi^2$	RC	IC à 95 % (RC)	RR
Chloration	Permanente	18,2	< 0,065	4,848	9	1,14-71	3,67
	Ponctuelle	66,6					
Nettoyage du matériel	Au vide sanitaire	66,6	< 0,028	5,69	14	1,25-156,6	5,33
	En cours de bande et au vide sanitaire	12,5					
pH	[6,5-8]	80	< 0,32*	1,68	4,57	0,41-51,1	1,71
	< 6,5	46					
Dureté totale	$\leq 50$ °F	64,3	< 0,33*	1,62	3,6	0,5-27	1,9
	> 50 °F	33,3					
Traitement par antibiotique à la mise en place	Oui	30,5	< 0,001	11,4	6	2,1-35,2	3,56
	Non	75					

RC : rapport des cotes (*odds ratio*)

IC à 95 % (RC) : intervalle de confiance pour un rapport des cotes à 95 % selon la méthode de Woolf (IC à 90 % pour la chloration)

RR : risque relatif ;  $p < 0,05$  et  $p < 0,1$  : variables significativement associées à la contamination de l'eau par les coliformes fécaux à 95 % et à 90 %

\* liaison statistiquement non significative



**Fig. 1**

**Déroulement de l'étude selon les points de prélèvement**

BL ou sas : lieu de prélèvement (BL : bout de ligne d'abreuvement)

J0 et J60 : dates des prélèvements pour les analyses (0 et 60 jours après la mise en place des dindonneaux)