

CAMPYLOBACTER JEJUNI ET CAMPYLOBACTER COLI

RÉSUMÉ

Définition de la maladie : *Campylobacter jejuni* et *C. coli* peuvent coloniser le tractus digestif de la plupart des mammifères et des oiseaux et sont les espèces de *Campylobacter* les plus fréquemment isolées chez l'homme présentant une gastro-entérite. La transmission de l'animal à l'homme se fait principalement par le biais de consommation ou de manipulation de produits alimentaires d'origine animale, mais le contact direct avec des animaux infectés peut aussi contribuer à la transmission de la campylobactériose humaine. Ce chapitre met l'accent sur *C. jejuni* et *C. coli* dans les productions primaires d'origine animale en relation avec la sécurité sanitaire des aliments.

Description de la maladie : *Campylobacter jejuni* et *C. coli* n'entraînent pas de maladie chez les animaux adultes à l'exception de quelques cas sporadiques d'avortement chez les ruminants et de très rares cas d'hépatites chez les autruches. La contamination fécale de la viande (particulièrement la viande de volaille) pendant les opérations d'abattage est considérée comme une source majeure d'intoxications alimentaires humaines. Chez l'homme, des infections extra-intestinales incluant la bactériémie, sont observées et certaines séquelles de l'infection comme les polyneuropathies bien que rares peuvent être graves.

Identification de l'agent pathogène : chez les mammifères et chez les oiseaux, le dépistage de la colonisation intestinale repose sur l'isolement du micro-organisme à partir des fèces, d'écouvillons rectaux et/ou des contenus caecaux. *Campylobacter jejuni* et *C. coli* sont des bactéries thermotolérantes, à coloration de Gram négative, très mobiles, qui nécessitent pour une croissance optimale des conditions micro-aérophiles comprises entre 37 et 42 °C. Des milieux gélosés contenant des antibiotiques sélectifs sont nécessaires pour isoler ces bactéries à partir d'échantillons fécaux ou intestinaux. Sinon leur grande mobilité peut être mise à profit pour l'isolement par des techniques de filtration. Des méthodes d'enrichissement pour détecter la colonisation intestinale ne sont pas utilisées en routine. Une confirmation préliminaire des isolats peut être faite par microscopie optique. Les micro-organismes en phase exponentielle de croissance sont de courts bacilles en forme de S tandis que les formes coccoïdes prédominent dans les cultures plus vieilles. En microscopie à contraste de phase, les micro-organismes ont une mobilité rapide caractéristique en vrille. L'identification phénotypique est basée sur des réactions sous différentes conditions de croissance. Des tests biochimiques et moléculaires peuvent être utilisés pour identifier différentes espèces de *Campylobacter*. Les épreuves d'amplification en chaîne par polymérase peuvent aussi être utiles pour la détection directe de *C. jejuni* et *C. coli*.

Épreuves sérologiques : aucun test sérologique n'est utilisé en routine pour le diagnostic de la colonisation par *C. jejuni* et *C. coli*.

Spécifications applicables aux vaccins et aux produits biologiques à usage diagnostique : il n'existe pas de vaccin efficace disponible pour la prévention des infections entériques à *Campylobacter* des oiseaux ou des mammifères.

A. INTRODUCTION

1. La maladie

Campylobacter jejuni et *C. coli* sont considérés généralement comme des micro-organismes commensaux du bétail, des animaux de compagnie et des oiseaux. Un grand nombre de *Campylobacter* ont été isolés de jeunes animaux, notamment des porcelets, des agneaux et des veaux, présentant une entérite, mais ces micro-organismes sont aussi retrouvés chez des animaux sains. Des foyers d'hépatite aviaire ont été signalés mais le rôle pathogène de *Campylobacter* spp. n'est pas certain. Une exception concerne les autruches chez lesquelles *Campylobacter* est associée à une mortalité et chez qui une entérite est observée chez les jeunes. Les *Campylobacter* sont la principale cause de maladie intestinale d'origine bactérienne chez l'homme et elle a été identifiée dans de nombreux pays industrialisés (24). Plus de 80 % des cas sont dus à *C. jejuni* et près de 10 % sont dus à *C. coli*. Chez l'homme les infections à *C. jejuni/C. coli* sont associées avec une entérite aiguë et des douleurs abdominales qui durent au moins 7 jours. Bien que ce type d'infection s'arrête de lui-même, des complications peuvent survenir telles qu'une bactériémie, un syndrome de Guillain-Barré, une arthrite réactionnelle et un avortement (21). On considère que la principale source des infections à *C. jejuni/C. coli* chez l'homme est la manipulation ou la consommation de viande contaminée en particulier la viande de volaille. Cependant, les contacts avec des animaux de compagnie ou du bétail, la consommation d'eau contaminée ou de lait cru, les voyages dans des régions à prévalence élevée sont autant de facteurs de risque pour l'apparition de la maladie chez l'homme (8). De nos jours, le contrôle des *Campylobacter* dans la chaîne alimentaire est devenu un des principaux objectifs des responsables de la sécurité sanitaire des aliments dans le monde entier.

2. Taxonomie

En 1991, la taxonomie a été revue et une nouvelle nomenclature du genre *Campylobacter* a été proposée. Selon le Manuel de Bergey, le genre *Campylobacter* comprend 16 espèces et 6 sous-espèces. Récemment, deux espèces supplémentaires ont été proposées (25). Les micro-organismes de ce genre sont typiquement des bactéries à coloration de Gram négative, asporulées, en forme de S ou de spirale (0,2 à 0,8 µm de large et 0,5 à 5 µm de long) avec un seul flagelle polaire à l'une ou aux deux extrémités, leur conférant une mobilité caractéristique en virile. Ces bactéries sont micro-aérophiles, mais certaines souches peuvent également pousser en aérobiose ou en anaérobiose. Elles ne fermentent ni n'oxydent les hydrates de carbone. Quelques espèces, en particulier *C. jejuni*, *C. coli* et *C. lari*, sont thermotolérantes avec un optimum de croissance à 42 °C. Elles peuvent coloniser les muqueuses, d'ordinaire le tractus intestinal de la plupart des espèces testées de mammifères et d'oiseaux. L'espèce *C. jejuni* comprend deux sous-espèces (*C. jejuni* subsp. *jejuni* et *C. jejuni* subsp. *doylei*) qui peuvent être différenciées sur la base de plusieurs tests phénotypiques (réduction du nitrate, réduction du sélénite, fluorure de sodium et safranine) et croissance à 42 °C (la sous-espèce *doylei* ne cultive pas à 42 °C) (9). La sous-espèce *jejuni* est bien plus fréquemment isolée que la sous-espèce *doylei*.

B. TECHNIQUES DE DIAGNOSTIC

1. Isolement et identification de l'agent

Il existe deux procédures ISO (Organisation internationale de normalisation) pour la détection de *Campylobacter*, une méthode horizontale pour la recherche de *Campylobacter* thermotolérants dans les produits destinés à la consommation humaine ou à l'alimentation animale (10) et une procédure ISO pour la recherche de *Campylobacter* à partir de l'eau (11). Cependant aucune de ces méthodes classiques n'est optimale pour l'isolement de *Campylobacter* à partir d'animaux vivants. Une annexe à l'ISO 10272 (méthode horizontale) concernant ce sujet est actuellement en cours de rédaction.

a) Prélèvement des échantillons

i) Volailles dans les élevages

Les volailles sont fréquemment trouvées porteuses de *C. jejuni* (65 à 95 %), moins souvent de *C. coli* et rarement d'autres espèces (16). Les niveaux de colonisation des poulets de chair sont liés à leur âge. La plupart des lots sont négatifs jusqu'à l'âge de 2 semaines. Dès que la colonisation par *Campylobacter* a eu lieu dans un lot de poulets, la transmission est extrêmement rapide du fait de la coprophagie et jusqu'à 100 % des oiseaux d'un lot deviennent infectés en 72 h. Les échantillons provenant d'oiseaux vivants destinés à la chaîne alimentaire, doivent donc être récoltés aussi près que possible de l'abattage (16). La plupart des oiseaux excrètent un grand nombre de micro-organismes (> 10⁶ unités formant colonie par g de fèces). Les campylobacters peuvent être isolés de fientes caecales ou intestinales fraîches ou d'écouvillons cloacaux. Pour une détection fiable de *Campylobacter* par culture, des fientes fraîches (sans trace d'urine de préférence) doivent être

récoltées. Ces échantillons doivent être protégés de la dessiccation. Quand des écouvillons sont utilisés, un milieu de transport (tel que Amies, Cary Blair ou Stuart) doit être utilisé.

ii) *Bovins, moutons et porcs à la ferme*

Les campylobacters colonisent fréquemment l'intestin du bétail, tels que bovins, moutons et porcs (2, 26, 27). Les bovins et les moutons sont colonisés principalement par *C. jejuni*, *C. coli*, *C. hyointestinalis*, et *C. fetus*, alors que les porcs sont contaminés de façon prédominante par *C. coli*. Chez les jeunes animaux, les nombres sont plus grands que chez les animaux plus âgés. Chez les animaux plus âgés, les micro-organismes peuvent être détectés de manière intermittente dans les fèces, probablement en raison de faibles nombres ou du fait d'une excrétion intermittente. Des échantillons frais doivent être récoltés (échantillons rectaux si possible) et doivent être protégés du dessèchement. Quand des écouvillons sont utilisés, un milieu de transport (tel que Amies, Cary Blair ou Stuart) doit être utilisé.

iii) *À l'abattoir*

Chez les volailles, les caecums sont généralement utilisés pour la détection de *Campylobacter*. Ils peuvent être séparés du reste de l'intestin avec des ciseaux stériles, et adressés intacts au laboratoire dans un sac plastic ou une boîte de Petri.

Pour les bovins, moutons ou porcs, les échantillons sont récoltés à partir des intestins en ouvrant aseptiquement la paroi intestinale ou en réalisant des écouvillonnages rectaux.

b) Transport et traitement des échantillons

i) *Transport*

Les campylobacters sont particulièrement sensibles aux conditions environnementales, en particulier la déshydratation, l'oxygène atmosphérique, la lumière du soleil et les températures élevées. Le transport au laboratoire et les étapes suivantes doivent donc être aussi rapides que possible, de préférence le jour même et au moins dans les 2 jours. Les échantillons doivent être protégés de la lumière.

Il n'est pas possible de recommander une température idéale de transport, mais il est clair que la congélation ou les fortes températures peuvent réduire la viabilité. Les fortes températures ($> 20^{\circ}\text{C}$), les faibles températures ($< 0^{\circ}\text{C}$) et les fluctuations de température doivent être évitées. Quand le délai entre l'échantillon et son traitement est plus long, un stockage à 4°C ($\pm 2^{\circ}\text{C}$) est conseillé.

ii) *Milieux de transport*

Ecouvillons : pour les échantillons sous forme d'écouvillons, l'utilisation de tubes de transport contenant un milieu tel que Amies est recommandée. Ce milieu peut être une gélose brute ou un milieu au charbon. Le rôle du milieu n'est pas de permettre la croissance de *Campylobacter* spp., mais sa protection contre le dessèchement et les effets toxiques de l'oxygène.

Quand seulement de petites quantités de matières fécales ou cæcales peuvent être prélevées et que les tubes de transport ne sont pas disponibles, l'envoi des échantillons en milieu de transport est recommandé. Plusieurs milieux de transport ont été décrits : milieux de Cary-Blair, milieu de Stuart modifié, milieu Campy-thioglycolate, eau peptonée alcaline et milieu semi-solide pour test de la mobilité. De bons résultats de ré-isollement ont été obtenus en utilisant le milieu de Cary-Blair (13, 20).

iii) *Conservation des échantillons*

À l'arrivée au laboratoire, les échantillons doivent être traités le plus rapidement possible, de préférence le jour d'arrivée, sinon au moins dans les 3 jours qui suivent la collecte. Pour éviter les variations de température, les échantillons ne doivent être réfrigérés que s'ils ne peuvent être traités le jour même, sinon ils doivent être conservés à température ambiante. Quand les échantillons soumis ou conservés au laboratoire sont à 4°C , ils doivent être amenés à température ambiante avant traitement pour éviter les chocs thermiques.

c) Isolement de *Campylobacter*

Pour l'isolement de *Campylobacter* à partir d'échantillons fécaux/caecaux ou intestinaux un pré-traitement n'est pas nécessaire, et les échantillons peuvent être ensemencés sur milieux sélectifs ou traités par la méthode de filtration sur milieux gélosés non sélectifs. Pour les échantillons caecaux, les caecums sont ouverts de manière aseptique en coupant le bout avec des ciseaux stériles et le contenu est extrait pour être traité. L'enrichissement est recommandé pour améliorer la sensibilité de culture de micro-organismes potentiellement stressés par l'environnement ou dans le cas de faibles nombres de micro-organismes dans

les fèces, par exemple de bovins, moutons ou porcs. Cependant l'enrichissement à partir de ces derniers n'est pas réalisé en routine et est seulement réservé aux travaux de recherche.

i) *Milieux sélectifs pour isolement*

De nombreux milieux sont d'usage courant pour la culture de *Campylobacter* spp. La gélose modifiée au charbon, à la céfoperazone et au désoxycholate (mCCDA) est recommandée bien que d'autres milieux puissent être utilisés. Une description détaillée des procédures pour la détection de *Campylobacter* et de la variété des milieux existants est donnée par Corry *et al.* (6, 7). Les milieux sélectifs peuvent être divisés en deux grandes catégories : les milieux contenant du sang et les milieux contenant du charbon. Les composants du sang et le charbon permettent d'éliminer les dérivés oxygénés. La plupart des milieux sont disponibles dans le commerce. La sélectivité des milieux dépend des antibiotiques utilisés. Les céphalosporines (en règle générale la céfoperazone) sont utilisées parfois en combinaison avec d'autres antibiotiques (par exemple vancomycine, triméthoprim). La cycloheximide (actidione) et plus récemment, l'amphotéricine B, sont utilisées pour inhiber les levures et les moisissures (15). La principale différence entre les milieux est leur capacité à inhiber la flore contaminante. Tous les agents sélectifs permettent la croissance de *C. jejuni* et *C. coli*. Il n'existe pas de milieu disponible qui permette de cultiver *C. jejuni* et inhibe *C. coli* ou inversement. En règle générale, les autres espèces de *Campylobacter* (par exemple *C. lari*, *C. upsaliensis*, *C. helveticus*, *C. fetus* et *C. hyointestinalis*) cultivent sur la plupart des milieux, en particulier à la température moins sélective de 37 °C.

Exemples de milieux solides sélectifs contenant du sang :

- Gélose de Preston
- Gélose de Skirrow
- Gélose de Butzler
- Campy-cefex

Exemples de milieux solides contenant du charbon :

- mCCDA (milieu gélosé modifié au charbon, à la céfoperazone et au désoxycholate), version légèrement modifiée du milieu initialement décrit CCDA (milieu gélosé au charbon, à la céfoperazone et au désoxycholate) (4, 5)
- Gélose Karmali ou CSM (milieu sélectif au charbon) (12)
- Gélose CAT agar (céfoperazone, amphotéricine et teicoplanine), favorisant la croissance de *C. upsaliensis* (1).

ii) *Filtration passive*

La filtration passive évite l'utilisation de milieux sélectifs et est, de ce fait, très utile pour l'isolement des espèces de *Campylobacter* plus sensibles aux antibiotiques. Cette méthode a été développée par Steele & McDermott (22). Comme cette méthode ne nécessite pas de milieux sélectifs coûteux, elle peut être utilisée dans les laboratoires ayant des ressources limitées. Pour la filtration passive, les fèces sont mélangées avec le PBS (dilution au 1/10^e environ) pour préparer une suspension. Environ 100 µl de cette suspension sont ensuite déposés délicatement sur une membrane avec des pores de 0,45 ou 0,65 µm, qui a été au préalable placée à la surface d'une gélose au sang non sélective. Il faut prendre soin de ne pas laisser l'inoculum déborder des bords du filtre. Une incubation de 30 à 45 min à 37 °C ou à température ambiante permet de laisser les bactéries migrer à travers les pores du filtre. Le filtre est ensuite retiré, le fluide qui a traversé le filtre est étalé à l'aide d'un étaleur stérile en verre ou en plastique et la boîte est incubée en atmosphère micro-aérophile à 42 °C.

iii) *Incubation*

• *Atmosphère*

Des atmosphères micro-aérophiles avec 5 à 10 % d'oxygène et 5 à 10 % de dioxyde de carbone sont nécessaires pour une croissance optimale (7, 25). Des conditions adéquates d'atmosphère peuvent être produites par diverses méthodes. Dans certains laboratoires, des évacuations (répétées) du gaz présent dans la jarre suivies d'un remplacement de l'atmosphère par des gaz en bouteille sont utilisées. Des kits de production de gaz sont disponibles dans le commerce. Des incubateurs à atmosphère variable sont plus adaptés si de grands nombres de cultures doivent être réalisés.

• *Température*

Les milieux peuvent être incubés à 37 °C ou à 42 °C, mais il est courant d'incuber à 42 °C pour minimiser la croissance des contaminants et favoriser sélectivement la croissance de *C. jejuni*/*C. coli*. Les agents antifongiques cycloheximide ou amphotéricine sont ajoutés pour empêcher la croissance des levures et moisissures à 37 °C (5). Dans certains laboratoires, l'incubation est réalisée à 41,5 °C en vue d'harmoniser avec les protocoles d'isolement de *Salmonella* et d'*E. coli* O157 (10).

- **Durée**

La croissance de *Campylobacter jejuni* et *C. coli* est d'ordinaire visible sur milieu solide en 24 à 48 h à 42 °C. Le nombre d'échantillons supplémentaires positifs après incubation prolongée étant très bas, une durée d'incubation de 48 h est recommandée pour le diagnostic de routine (5).

d) Confirmation

Une culture pure est nécessaire pour les tests de confirmation, mais une confirmation préliminaire peut être obtenue par examen direct au microscope de colonies suspectes.

- Identification sur milieu solide** : sur le milieu de Skirrow ou d'autres géloses contenant du sang, les colonies caractéristiques de *Campylobacter* sont légèrement roses, rondes, convexes, lisses et brillantes, avec un bord régulier. Sur les milieux contenant du charbon comme le mCCDA, les colonies caractéristiques sont grisâtres, plates et humides avec une tendance à l'étalement, elles peuvent avoir un reflet métallique.
- Examen microscopique de la morphologie et de la mobilité** : une colonie suspecte est mise en suspension en solution saline et examinée, de préférence à l'aide d'un microscope à contraste de phase, pour rechercher des petits bacilles minces, spiralés ou incurvés, avec une mobilité en vrille qui sont caractéristiques. Des cultures plus âgées montrent des formes *coccoïdes* moins mobiles.
- Détection de l'oxydase** : prendre une fraction de colonie suspecte et la déposer sur un papier filtre humecté de réactif pour la recherche de l'oxydase. L'apparition d'une couleur violette ou bleu intense dans les 10 s indique une réaction positive. Si un kit commercial pour la recherche de l'oxydase est utilisé, suivre les instructions du fabricant.
- Croissance à 25 °C en atmosphère micro-aérophile** : inoculer la culture pure sur un milieu non sélectif au sang et incubé à 25 °C en atmosphère micro-aérophile pendant 48 h.
- Croissance à 41,5 °C en aérobiose** : inoculer la culture pure sur un milieu non sélectif au sang et incubé à 41,5 °C en aérobiose pendant 48 h.
- Tests d'agglutination au latex** : des tests d'agglutination au latex pour la confirmation des cultures pures de *C. jejuni*/*C. coli* (et souvent également *C. lari*) sont disponibles dans le commerce.

e) Identification de *Campylobacter* au niveau de l'espèce

Parmi les *Campylobacter* spp. poussant à 42 °C, les espèces les plus fréquemment rencontrées à partir d'échantillons d'origine animale sont *C. jejuni* et *C. coli*. Cependant, d'autres espèces sont plus rarement signalées. D'ordinaire, *C. jejuni* peut être différencié des autres espèces de *Campylobacter* sur la base de l'hydrolyse de l'hippurate car c'est la seule espèce positive pour l'hippurate isolé d'échantillons provenant d'animaux ou d'aliments. L'existence de souches de *C. jejuni* négatives pour le test de l'hippurate a été décrite (23). Le tableau 2 indique quelques caractéristiques phénotypiques des espèces les plus importantes de campylobacters thermotolérants (10). La sensibilité à l'acide nalidixique était une des caractéristiques les plus utilisées, mais elle risque de poser des difficultés d'interprétation du fait de l'augmentation des souches de *C. jejuni* et *C. coli* résistantes à l'acide nalidixique et de l'isolement de génogroupes de *C. lari* sensibles à l'acide nalidixique. Des protocoles d'identification plus détaillés ont été décrits dans la littérature (18, 25). Les résultats du diagnostic d'espèce devraient être confirmés à l'aide de témoins positifs et négatifs définis.

Les tests de confirmation de la présence de campylobacters thermotolérants et leur interprétation (10) sont donnés dans le tableau 1. Des témoins positifs et négatifs doivent valider les résultats des tests de confirmation.

Tableau 1. Tests de confirmation pour les *Campylobacters* thermotolérants

Test de confirmation	Résultat pour les <i>Campylobacters</i> thermotolérants
Morphologie	Petits bacilles incurvés
Mobilité	Caractéristique (mobilité en vrille et élevée)
Oxydase	+
Croissance à 41,5 °C en aérobiose	–
Croissance à 25 °C en conditions micro-aérophiles	–

Tableau 2. Caractéristiques phénotypiques de base des principaux *Campylobacter* thermotolérants

Caractéristique	<i>C. jejuni</i>	<i>C. coli</i>	<i>C. lari</i>
Hydrolyse de l'hippurate	+	–	–
Hydrolyse de l'acétate d'indoxyl	+	+	–

Légende commune aux deux tableaux : + = positif ; – = négatif

- i) **Détection de l'hydrolyse de l'hippurate** : suspendre le matériel prélevé à l'aide d'une anse à partir d'une colonie suspecte dans 400 µl d'une solution d'hippurate de sodium à 1 % (attention de ne pas incorporer d'agar). Incuber à 37 °C pendant 2 h, puis ajouter lentement 200 µl d'une solution à 3,5 % de ninhydrine sur le côté du tube de manière à former une couche supérieure. Incuber de nouveau à 37 °C pendant 10 min et lire la réaction. Réaction positive : violet sombre/bleu. Réaction négative : absence de changement de couleur ou gris. Si des disques commerciaux d'hydrolyse de l'hippurate sont utilisés, suivre les instructions du fabricant.
- ii) **Détection de l'hydrolyse de l'acétate d'indoxyl** : placer une colonie suspecte sur un disque d'acétate d'indoxyl et ajouter une goutte d'eau distillée stérile. Si l'acétate d'indoxyl est hydrolysé, la couleur vire au bleu sombre dans les 5 à 10 min. L'absence de changement de couleur indique l'absence d'hydrolyse. Si des disques commerciaux d'hydrolyse de l'acétate d'indoxyl sont utilisés, suivre les instructions du fabricant.

L'identification biochimique peut être complétée ou même remplacée par des méthodes moléculaires. Divers tests d'identification basés sur des sondes ADN ou sur l'amplification en chaîne par polymérase (PCR) ont été décrits pour les espèces de *Campylobacter* (17, 24). On *et al.* (18) ont évalué la spécificité de 11 tests basés sur la PCR pour l'identification de *C. Jejuni* et *C. coli*.

f) Détection moléculaire de *Campylobacter*

Les méthodes basées sur la PCR pour la détection de *Campylobacter* dans les échantillons de fèces d'animaux et de viande après enrichissement ont déjà été décrites dans la littérature (17). L'un de ces essais est utilisé en routine au Danemark pour le dépistage à partir d'écouvillons cloacaux de poulets de chair à l'abattoir (3, 14).

g) Épreuves basées sur une capture antigénique

Plusieurs épreuves immuno-enzymatiques sont disponibles uniquement pour la détection de *Campylobacter* dans les échantillons de selles humaines.

2. Épreuves sérologiques

Il n'existe pas d'épreuve sérologique validée développée pour le dépistage de la colonisation du bétail par *C. jejuni* / *C. coli*.

C. SPÉCIFICATIONS APPLICABLES AUX VACCINS ET AUX PRODUITS BIOLOGIQUES À USAGE DIAGNOSTIQUE

Il n'existe pas de vaccin développé spécifiquement pour *C. jejuni* ou *C. coli* pour les animaux ou les oiseaux.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. ASPINALL S.T., WAREING D.R.A., HAYWARD P.G. & HUTCHINSON D.N. (1993). Selective medium for thermophilic campylobacters including *Campylobacter upsaliensis*. *J. Clin. Pathol.*, **46**, 829–831.
2. ATABAY H.I. & CORRY J.E.L. (1998). The isolation and prevalence of campylobacters from dairy cattle using a variety of methods. *J. Appl. Microbiol.*, **84**, 733–740.
3. BANG D.D., PEDERSEN K. & MADSEN M. (2001). Development of a PCR assay suitable for *Campylobacter* spp. mass screening programs in broiler production. *J. Rapid Meth. Automat. Microbiol.*, **9**, 97–113.

4. BOLTON F.J., HUTCHINSON D.N. & COATES D. (1984). Blood-free selective medium for isolation of *Campylobacter jejuni* from faeces. *J. Clin. Microbiol.*, **19**, 169–171.
5. BOLTON F.J., HUTCHINSON D.N. & PARKER G. (1988). Reassessment of selective agars and filtration techniques for isolation of *Campylobacter* species from faeces. *Eur. J. Clin. Microbiol. Infect. Dis.*, **7**, 155–160.
6. CORRY J.E.L., ATABAY H.I., FORSYTHE S.J. & MANSFIELD L.P. (2003). Culture media for the isolation of campylobacters, helicobacter and arcobacters. In: Handbook of Culture Media for Food Microbiology, Second Edition, Corry J.E.L., Curtis G.D.W. & Baird R.M. eds. Elsevier, Amsterdam, The Netherlands, 271–315.
7. CORRY J.E.L., POST D.E., COLIN P. & LAISNEY M.J. (1995). Culture media for the isolation of campylobacters. *Int. J. Food Microbiol.*, **26**, 43–76.
8. FRIEDMAN C.R., NEIMANN J., WEGENER H.C. & TAUXE R.V. (2000). Epidemiology of *Campylobacter jejuni* infections in the United States and other industrialized nations. In: *Campylobacter*, Second Edition, Nachamkin I. & M.J. Blaser, eds. ASM Press, Washington DC, USA, 121–138.
9. GARRITY G.M. (EDITOR-IN-CHIEF) (2005). Bergey's Manual of Systematic Bacteriology, Second Edition. Springer-Verlag, New York, USA.
10. ISO 10272-1:2006 AND ISO/TS 10272-2:2006. Microbiology of food and animal feeding stuffs – Horizontal method for the detection and enumeration of *Campylobacter* spp. Part 1: Detection method; Part 2: Colony count technique. International Organisation for Standardisation (ISO), ISO Central Secretariat, 1 rue de Varembé, Case Postale 56, CH - 1211, Geneva 20, Switzerland.
11. ISO 17995:2005. Water quality – Detection and enumeration of thermophilic *Campylobacter species*. International Organisation for Standardisation (ISO), ISO Central Secretariat, 1 rue de Varembé, Case Postale 56, CH - 1211, Geneva 20, Switzerland.
12. KARMAI M.A., SIMOR A.E., ROSCOE M., FLEMING P.C., SMITH S.S. & LANE J. (1986). Evaluation of a blood-free, charcoal-based, selective medium for the isolation of *Campylobacter* organisms from feces. *J. Clin. Microbiol.*, **23**, 456–459.
13. LUECHTEFELD N.W., WANG W.L., BLASER M.J. & RELLER L.B. (1981). Evaluation of transport and storage techniques for isolation of *Campylobacter fetus* subsp. *jejuni* from turkey cecal specimens. *J. Clin. Microbiol.*, **13**, 438–443.
14. LUND M., WEDDERKOPP A., WAINO M., NORDENTOFT S., BANG D.D., PEDERSEN K., & MADSEN M. (2003). Evaluation of PCR for detection of *Campylobacter* in a national broiler surveillance programme in Denmark. *J. Appl. Microbiol.*, **94**, 929–935.
15. MARTIN K.W., MATTICK K.L., HARRISON M. & HUMPHREY T.J. (2002). Evaluation of selective media for *Campylobacter* isolation when cycloheximide is replaced with amphotericin B. *Lett. Appl. Microbiol.*, **34**, 124–129.
16. NEWELL D.G. & WAGENAAR J.A. (2000). Poultry infections and their control at the farm level. In: *Campylobacter*, Second Edition, Nachamkin I. & M.J. Blaser, eds. ASM Press, Washington DC, USA, 497–509.
17. OLSEN J.E., ABO S., HILL W., NOTERMANS S., WERNARS K., GRANUM P.E., POPVIC T., RASMUSSEN H.N. & OLSVIK O. (1995). Probes and polymerase chain reaction for the detection of food-borne bacterial pathogens. *Int. J. Food Microbiol.*, **28**, 1–78.
18. ON S.L.W. (1996). Identification methods for Campylobacters, Helicobacters, and Related organisms. *Clin. Microbiol. Rev.*, **9**, 405–422.
19. ON S.L.W. & JORDAN P.J. (2003). Evaluation of 11 PCR assays for species-level identification of *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli*. *J. Clin. Microbiol.*, **41**, 330–336.
20. SJOGREN E., LINDBLOM G.B. & KAIJSER B. (1987). Comparison of different procedures, transport media, and enrichment media for isolation of *Campylobacter* species from healthy laying hens and humans with diarrhea. *J. Clin. Microbiol.*, **25**, 1966–1968.

21. SKIRROW M.B. & BLASER M.J. (2000). Clinical aspects of *Campylobacter* infection. *In: Campylobacter*, Second Edition, Nachamkin I. & M.J. Blaser, eds. ASM Press, Washington DC, USA, 69–88.
22. STEELE T.W. & McDERMOTT S.N. (1984). The use of membrane filters applied directly to the surface of agar plates for the isolation of *Campylobacter jejuni* from feces. *Pathology*, **16**, 263–265.
23. STEINHAUSEROVA I., CESKOVA J., FOJTIKOVA K. & OBROVSKA I. (2001). Identification of thermophilic *Campylobacter* spp. by phenotypic and molecular methods. *J. Appl. Microbiol.*, **90**, 470–475.
24. TAUXE R.V. (1992). Epidemiology of *Campylobacter jejuni* infections in the United States and other industrialized nations. *In: Campylobacter jejuni: current state and future trends*, Nachamkin I., Blaser M.J. & Tompkins L.S., eds. ASM Press, Washington DC, USA, 9–19.
25. VANDAMME P. (2000). Taxonomy of the family Campylobacteraceae. *In: Campylobacter*, Second Edition, Nachamkin I. & M.J. Blaser, eds. ASM Press, Washington DC, USA, 3–26.
26. WEIJTENS M. (1996). *Campylobacter* in pigs (dissertation). Utrecht University, The Netherlands.
27. WESLEY I.V., WELLS S.J., HARMON K.M., GREEN A., SCHROEDER-TUCKER L., GLOVER M. & SIDDIQUE I. (2000). Fecal shedding of *Campylobacter* and *Arcobacter* spp. in dairy cattle. *Appl. Environ. Microbiol.*, **66**, 1994–2000.

*
* *

N.B. : Il existe un Laboratoire de référence de l'OIE pour la Campylobactériose (se reporter à la liste de la partie 3 de ce *Manuel terrestre* ou consulter le site internet de l'OIE pour une liste actualisée : www.oie.int).