

## Test Aptima Combo 2™

Pour diagnostic *in vitro*.

Réservé à l'exportation américaine.

<b>Renseignements généraux</b> .....	<b>.2</b>
Usage prévu .....	.2
Résumé et explication du test .....	.2
Principes de la procédure .....	.4
Avertissements et précautions .....	.5
Conditions de conservation et de manipulation des réactifs .....	.8
Prélèvement et conservation des échantillons .....	.9
<b>Interprétation du test — CQ/Résultats patients</b> .....	<b>.39</b>
<b>Limites</b> .....	<b>.42</b>
<b>Valeurs attendues pour les DTS Systems</b> .....	<b>.45</b>
<b>DTS Systems Performance clinique</b> .....	<b>.47</b>
<b>Performance analytique des DTS Systems</b> .....	<b>.70</b>
<b>Concordance des échantillons cliniques pour le Tigris DTS System</b> .....	<b>.74</b>
<b>Performance analytique du Tigris DTS System</b> .....	<b>.80</b>
<b>Performance clinique du Panther System avec des échantillons extragénitaux</b> ....	<b>83</b>
<b>Performance analytique du Panther System</b> .....	<b>.91</b>
<b>Bibliographie</b> .....	<b>.94</b>

### DTS™ Systems

<b>DTS Systems</b> .....	<b>12</b>
Réactifs et matériel fournis .....	12
Matériel requis et disponible séparément .....	13
Matériel facultatif .....	14
<b>Procédure de test à l'aide des DTS Systems</b> .....	<b>15</b>
Remarques concernant la procédure .....	21

### Tigris™ DTS™ System

<b>Tigris DTS System</b> .....	<b>25</b>
Réactifs et matériel fournis .....	25
Matériel requis et disponible séparément .....	26
Matériel facultatif .....	27
<b>Procédure de test pour le Tigris DTS System</b> .....	<b>27</b>
Remarques concernant la procédure .....	30

### Panther™ System

<b>Panther System</b> .....	<b>32</b>
Réactifs et matériel fournis .....	32
Matériel requis et disponible séparément .....	33
Matériel facultatif .....	35
<b>Procédure de test pour le Panther System</b> .....	<b>35</b>
Remarques concernant la procédure .....	38

## Renseignements généraux

### Usage prévu

Le test Aptima Combo 2™ est un test par sonde d'acide nucléique pour l'amplification de cible qui utilise la capture de cible pour la détection qualitative et la différenciation *in vitro* de l'ARN ribosomique (ARNr) de *Chlamydia trachomatis* (CT) et/ou de *Neisseria gonorrhoeae* (GC). Ce test facilite le diagnostic des infections à Chlamydia et/ou gonococciques au moyen du Tigris™ DTS™ System ou du Panther System™, ou en utilisant des DTS Systems semi-automatiques, comme indiqué. Ce test peut être employé pour analyser les échantillons suivants provenant d'individus symptomatiques et asymptomatiques : échantillons endocervicaux ou vaginaux féminins et échantillons urétraux masculins collectés par un clinicien à l'aide d'un écouvillon; échantillons d'urine féminins et masculins. Le test peut être utilisé pour vérifier les échantillons prélevés par les patientes à l'aide d'un écouvillon vaginal et provenant d'individus symptomatiques<sup>1</sup>. Ce test est aussi prévu pour être utilisé avec les tests d'échantillons gynécologiques de patientes à la fois symptomatiques et asymptomatiques. Les échantillons cervicaux provenant de patientes à la fois symptomatiques et asymptomatiques collectés dans les flacons PreservCyt™ Solution peuvent être testés avant ou après le traitement du frottis. Seuls les échantillons traités avec les systèmes ThinPrep™ 2000 et ThinPrep 5000 peuvent être testés après le frottis. Sur le Panther System, le test peut être employé pour vérifier des échantillons pharyngés et rectaux sur écouvillon.

<sup>1</sup>Les échantillons collectés par la patiente à l'aide d'un écouvillon vaginal offrent une option de dépistage chez les femmes lorsqu'un examen pelvien n'est pas autrement indiqué. Le kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon multitest Aptima™ n'a pas été évalué pour une utilisation à domicile.

### Résumé et explication du test

En 2015, l'Agence de la santé publique du Canada a recensé, sur le territoire canadien, un nombre de cas de nouvelles infections à CT estimé à 116 499 (325 cas sur 100 000) et un nombre de cas de nouvelles infections à GC estimé à 19 845 (55,4 cas sur 100 000). Comparativement à 2010, les données indiquent une augmentation de 65,4 % des cas d'infections à GC et une hausse de 16,7 % des cas d'infections à CT (10).

Les Chlamydiae sont des bactéries intracellulaires strictes, non motiles et gram-négatives. L'espèce CT se compose de quinze sérotypes (A, B, Ba, C, D, E, F, G, H, I, J, K, L1, L2 et L3) susceptibles de provoquer des maladies chez l'homme (52). Les sérotypes D à K constituent la principale cause d'infections génitales à chlamydia chez l'homme et la femme (40). *C. trachomatis* peut provoquer des urétrites, des épидидymites, des rectites, des cervicites, des salpingites aiguës et des atteintes inflammatoires pelviennes (AIP) non gonococciques (7, 24, 42, 43). Les infections à *C. trachomatis* sont souvent asymptomatiques chez l'homme et la femme. Les enfants nés de mères infectées présentent un risque sensiblement plus élevé de conjonctivites à inclusions et de pneumonies à chlamydia (1, 18, 41).

Traditionnellement, plusieurs méthodes de détection de CT ont été utilisées en laboratoire clinique, notamment la culture de cellules, l'épreuve d'immunofluorescence directe et l'épreuve immunoenzymatique. Parmi les méthodologies plus récentes de détection de CT figurent les tests de sonde d'ADN directs ainsi que les tests d'amplification de l'acide nucléique (TAAN) à l'aide de sondes d'ADN. Auparavant, la culture de cellules était considérée comme la « norme de référence » pour la détection de CT. Bien que la culture soit particulièrement précise, les publications scientifiques ont démontré que les technologies TAAN à l'aide de sondes d'ADN offrent une sensibilité clinique supérieure aux cultures (6, 15, 26, 46). En raison de sa sensibilité clinique plus faible et d'une performance variable d'un laboratoire à l'autre, la culture a été remplacée dans de nombreux laboratoires par les tests de sonde d'ADN directs et les TAAN.

*N. gonorrhoeae* est l'agent responsable des maladies gonococciques. Les *N. gonorrhoeae* sont des diplocoques Gram-négatifs non motiles. La majorité des infections gonococciques prennent la forme d'infections du tractus génital inférieur dénuées de complications et peuvent être asymptomatiques. Toutefois, si elles ne sont pas traitées chez la femme, ces infections peuvent remonter vers l'utérus et provoquer des atteintes inflammatoires pelviennes (AIP). Ces AIP se manifestent sous forme d'endométrites, de salpingites, de pelvipéritonites et d'abcès ovario-tubaires. Chez l'homme, la gonococcie peut se voir amplifiée par une épидидymite. Dans de rares cas, elle peut entraîner une infertilité (6). Un faible pourcentage des personnes souffrant d'infections gonococciques peut développer des infections gonococciques disséminées (DGI) (23, 31).

Le diagnostic conventionnel de l'infection à GC nécessite l'isolation de l'organisme dans un support sélectif ou l'observation des diplocoques sur des frottis à coloration de Gram (25). Les méthodes de culture peuvent offrir une bonne sensibilité clinique, mais elles dépendent fortement de la qualité de la manipulation des échantillons. De mauvaises conditions de conservation ou de transport des échantillons peuvent affecter la viabilité des organismes et donner des résultats faussement négatifs. En outre, des techniques d'échantillonnage médiocres, du matériel d'échantillonnage toxique et l'inhibition de la croissance par des composants de sécrétion corporelle peuvent également entraîner des résultats faussement négatifs (12, 27). Mis à part les cultures, les méthodes pour la détection de GC comprennent les tests de sonde d'ADN directs ainsi que les TAAN.

Les infections à CT et à GC peuvent se manifester avec des symptômes de cervicites, de vulvovaginites, d'urétrites, de pharyngites ou de rectites. Compte tenu des taux élevés d'infections concomitantes, des échantillons doivent être prélevés afin d'établir le diagnostic d'infections gonococciques et à Chlamydia. Les TAAN constituent les tests les plus sensibles et les plus spécifiques pour le dépistage systématique et le diagnostic des cas symptomatiques. Les échantillons admissibles pour le diagnostic d'infections génitales incluent les écouvillons vaginaux, les échantillons d'urine, les écouvillons urétraux et endocervicaux. Les échantillons auto-prélevés sur écouvillon vaginal en milieu clinique sont admis lorsqu'un examen pelvien n'est pas justifié ni accepté. Selon les données, les TAAN permettent d'identifier autant, voire un plus grand nombre de femmes infectées en utilisant des écouvillons vaginaux comparé aux écouvillons cervicaux ou urétraux ou aux échantillons d'urine (9).

En particulier, de nombreux patients atteints d'infections gonococciques ou à Chlamydia rectales ou pharyngées sont asymptomatiques et ne présentent aucune infection génitale simultanée. Par conséquent, elles ne pourraient pas être diagnostiquées sans la réalisation d'un test au niveau de ces réservoirs anatomiques potentiels (28).

De récentes directives, telles que le Rapport de recommandations sur les tests en laboratoire MMWR 2014 des CDC (*2014 MMWR Laboratory Testing Recommendation Report*) et les Lignes directrices canadiennes sur les infections transmissibles sexuellement de l'ASPC, recommandent les TAAN validés comme méthode de choix pour détecter des infections à *Chlamydia trachomatis* et à *Neisseria gonorrhoeae* au niveau des sites rectaux et oropharyngés.

La première génération de TAAN pour CT et GC présentait des problèmes techniques qui en ont limité la performance. Ces problèmes étaient notamment liés à la difficulté de traitement des échantillons et à leur inhibition pouvant introduire des résultats faussement négatifs (11, 16, 21, 29, 39, 47, 50, 51). Le test Aptima Combo 2 est un TAAN de deuxième génération qui utilise les technologies de capture de cible, d'amplification par transcription (Transcription-Mediated Amplification, TMA™), ainsi que le double test cinétique (Dual Kinetic Assay, DKA) pour simplifier le traitement des échantillons, amplifier l'ARNr cible et détecter l'amplicon, respectivement. Des études récentes comparant la performance et l'inhibition des échantillons avec divers systèmes d'amplification ont démontré les avantages des

technologies de capture de cible, de la TMA et du DKA (13, 19). Le test Aptima Combo 2 détecte les ARNr de CT et/ou de GC dans les échantillons endocervicaux, vaginaux, pharyngés, rectaux et urétraux masculins collectés par un clinicien à l'aide d'un écouvillon, les échantillons vaginaux collectés par la patiente à l'aide d'un écouvillon, les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt, et les échantillons d'urine masculins et féminins provenant d'individus symptomatiques et asymptomatiques.

## Principes de la procédure

Le test Aptima Combo 2 associe les technologies de capture de cible, de la TMA et du DKA.

Les échantillons sont collectés et transférés dans leurs tubes de transport d'échantillon respectifs. Les solutions de transport de ces tubes libèrent les cibles d'ARNr et les empêchent de se détériorer pendant la période de conservation. Lorsque le test Aptima Combo 2 est réalisé en laboratoire, les molécules de l'ARNr cibles sont isolées à partir des échantillons à l'aide d'oligomères de capture par la méthode dite de « capture de cible » qui fait appel à des microparticules magnétiques. Les oligomères de capture contiennent les séquences complémentaires à des régions précises des molécules cibles de même qu'une chaîne de résidus de désoxyadénosine. Un oligomère de capture distinct est utilisé pour chaque cible. Lors de l'étape d'hybridation, les régions spécifiques de la séquence des oligomères de capture se fixent sur des régions précises des molécules cibles. Le complexe oligomère de capture/cible est ensuite capturé hors de la solution par la réduction de la température de la réaction à température ambiante. Cette réduction de température permet à l'hybridation de se produire entre la région désoxyadénosine de l'oligomère de capture et les molécules de poly-désoxythymidine liées par covalence aux particules magnétiques. Les microparticules, y compris les molécules cible capturées auxquelles elles sont liées, sont attirées sur la paroi du tube de réaction par des aimants, et le surnageant est aspiré. Les particules sont lavées afin d'éliminer la matrice résiduelle de l'échantillon qui peut contenir des inhibiteurs de la réaction d'amplification. Une fois les étapes de capture de cible terminées, les échantillons sont prêts à l'amplification.

Les tests d'amplification de cible reposent sur la capacité des amorces d'oligonucléotides complémentaires de s'hybrider spécifiquement et de permettre l'amplification enzymatique des brins de l'acide nucléique cible. Le test Aptima Combo 2 réplique une région spécifique de l'ARNr 23S de CT et une région spécifique de l'ARNr 16S de GC via des formes intermédiaires d'ADN. On utilise un seul jeu d'amorces pour chaque molécule cible. La détection des séquences du produit de l'amplification de l'ARNr (amplicon) s'effectue par l'hybridation de l'acide nucléique. Des sondes d'ADN chimioluminescentes monocaténares, qui sont complémentaires à une région de l'amplicon cible, sont marquées avec différentes molécules d'ester d'acridinium. Les sondes d'ADN marquées se combinent à l'amplicon pour former des hybrides ARN:ADN stables. Le réactif de sélection différencie la sonde hybridée de celle qui ne l'est pas, éliminant ainsi la génération de signal par la sonde non hybridée. Lors de l'étape de détection, la lumière émise par les hybrides ARN:ADN marqués est mesurée en signaux de photons dans un luminomètre et exprimée en unités relatives de lumière (RLU). Dans la méthode DKA, le signal est différencié selon les différences qui existent dans les profils cinétiques des sondes marquées CT et GC; ces profils cinétiques proviennent de mesures de l'émission de photons pendant la durée de lecture. La réaction de détection chimioluminescente du signal de CT a une cinétique très rapide et un profil cinétique de type « signal éclair ». La réaction de détection chimioluminescente du signal de GC est relativement plus lente et son profil cinétique est de type « signal brillant ». Les résultats du test sont déterminés par des valeurs limites basées sur les unités RLU totales et le type de courbe cinétique.

## Avertissements et précautions

- A. Pour diagnostic *in vitro*.
- B. Destiné à un usage professionnel.
- C. Pour tout avertissement, précaution ou procédure complémentaire concernant le contrôle de la contamination avec le Tigris DTS System, consulter le *Manuel de l'utilisateur du Tigris DTS System* (Tigris DTS System Operator's Manual).
- D. Pour tout avertissement, précaution ou procédure complémentaire concernant le contrôle de la contamination avec le Panther System, consulter le *Manuel de l'utilisateur du Panther System* (Panther System Operator's Manual).

## Recommandations concernant les laboratoires

- E. Le test n'a pas été évalué dans des populations de patients présentant une prévalence faible pour les infections à Chlamydiae; ainsi, la performance du test dans un environnement où la prévalence est faible n'a pas été établie.
- F. N'utiliser que le matériel de laboratoire jetable fourni ou recommandé.
- G. Appliquer les précautions de laboratoire habituelles. Ne pas manger, boire ou fumer dans les zones de travail signalées. Porter des gants jetables sans poudre, des lunettes de protection et une blouse de laboratoire pour manipuler les échantillons et les réactifs du kit. Bien se laver les mains après avoir manipulé les échantillons et les réactifs du kit.
- H. **Avertissement : Irritant et corrosif** : Éviter tout contact d'Auto Detect 2 avec la peau, les yeux et les muqueuses. Si ce liquide entre en contact avec la peau ou les yeux, les laver à l'eau. Si ce liquide est déversé, le diluer avec de l'eau avant de l'essuyer.
- I. Les plans de travail, les pipettes et le matériel utilisé doivent être régulièrement décontaminés à l'aide d'une solution d'hypochlorite de sodium de 2,5 % à 3,5 % (0,35 M à 0,5 M).

### *Recommandations spécifiques aux DTS Systems*

- J. Il est fortement recommandé de réserver un espace de travail spécifique au test DKA pour minimiser la contamination par l'amplicon lors du test. Cet espace de travail devrait être éloigné du lieu de préparation du réactif, de capture de cible et d'amplification.
- K. Pour éviter la contamination des différentes zones du laboratoire par l'amplicon, le sens de travail du laboratoire devrait être unidirectionnel : de la préparation des réactifs vers le DKA. Les échantillons, le matériel et les réactifs ne doivent pas être ramenés là où une étape précédente a été effectuée. De la même manière, le personnel ne devra pas retourner dans les zones de travail des étapes précédentes sans s'entourer de précautions adéquates pour éviter toute contamination.

## Recommandations concernant les échantillons

- L. Cette méthode a été testée en utilisant uniquement des échantillons endocervicaux et urétraux masculins sur écouvillon, des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt, des échantillons vaginaux sur écouvillon et des échantillons d'urine masculins et féminins. Les échantillons pharyngés et rectaux sur écouvillon n'ont été validés que pour être utilisés avec le test sur le Panther System.

Les échantillons gynécologiques collectés pour être préparés avec le système ThinPrep 2000 ou le système ThinPrep 5000 devraient être collectés uniquement au moyen de dispositifs de type balai ou brosse/spatule en plastique endocervicaux.

- M. Les dates de péremption figurant sur les kits de collecte concernent le site de collecte, et non l'établissement effectuant les tests. Les échantillons collectés avant la date de péremption du kit de collecte, puis transportés et conservés conformément à la notice du test, sont valides pour être testés même si la date de péremption du tube de prélèvement est dépassée.
- N. La solution PreservCyt a été validée comme milieu de remplacement pour les analyses effectuées avec le test Aptima Combo 2. Les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt traités avec le processeur ThinPrep 3000 ou d'autres instruments n'ont pas été évalués pour la détection de *Chlamydia trachomatis* et de *Neisseria gonorrhoeae* au moyen du test Aptima Combo 2.
- O. Une fois l'urine versée dans le tube de transport d'urine, le niveau de liquide de ce tube doit se situer entre les deux lignes indicatrices noires sur l'étiquette du tube. Dans le cas contraire, l'échantillon doit être rejeté.
- P. Observer des conditions de conservation adéquates pendant le transport des échantillons pour préserver leur intégrité. La stabilité des échantillons dans des conditions de transport autres que celles recommandées n'a pas été évaluée.
- Q. Les échantillons peuvent être infectieux. Respecter les précautions universelles lors de la réalisation de ce test. Le responsable du laboratoire devra avoir établi des méthodes de manipulation et d'élimination des déchets adéquates. Seul le personnel ayant reçu une formation adéquate pour manipuler des substances infectieuses devrait être autorisé à effectuer cette procédure de diagnostic.
- R. Éviter toute contamination croisée lors des étapes de manipulation des échantillons. Les échantillons peuvent contenir des taux d'organismes très importants. Veiller à éviter tout contact entre les différents récipients d'échantillons et à ne pas passer au-dessus d'un récipient ouvert en jetant le matériel usagé. Changer de gants en cas de contact avec l'échantillon.
- S. Si le laboratoire reçoit un tube de transport d'échantillons sur écouvillon ne contenant pas d'écouvillon ou contenant deux écouvillons, un écouvillon de nettoyage ou un écouvillon non fourni par Hologic, l'échantillon doit être rejeté. Avant de rejeter un tube de transport d'échantillons ne contenant pas d'écouvillon, vérifier qu'il ne s'agit pas d'un tube de transfert d'échantillons Aptima™, étant donné que ce type de tube ne contient pas d'écouvillon.
- T. Dans le cas des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt, effectuer leur collecte conformément aux instructions du fabricant. Les aliquotes qui ont été retirées ultérieurement du flacon de solution PreservCyt pour être analysées au moyen du test Aptima Combo 2 doivent être traitées en utilisant uniquement le kit de transfert d'échantillons Aptima™.
- U. Si le bouchon d'un tube de transport Aptima venait à être perforé, le liquide pourrait s'écouler sous certaines conditions. Suivre les instructions de la *Procédure de test* appropriée afin d'éviter cette situation.

**Recommandations concernant les tests**

- V. Les performances du test Aptima Combo 2 n'ont pas été évaluées chez les adolescents de moins de 14 ans.
- W. Ne pas utiliser ce kit après la date de péremption.
- X. Ne pas échanger, mélanger ni combiner les réactifs de test des kits portant différents numéros de lot de référence. Il est possible d'utiliser les contrôles et les solutions provenant de kits Aptima portant différents numéros de lot.

*Recommandations spécifiques aux DTS Systems*

- Y. Des embouts de pipette munis de filtres hydrophobes doivent être utilisés. Au moins deux pipeteurs à répétition doivent être dédiés à une utilisation pour ce test : un premier pour les étapes de capture de cible et d'amplification, et un deuxième pour les étapes du DKA. Deux micro-pipeteurs doivent être réservés à une utilisation pour ce test : un premier pour le transfert des échantillons et un deuxième pour la préparation des réactifs. Tous les pipeteurs doivent être régulièrement nettoyés conformément aux instructions indiquées sous *Procédure de test à l'aide des DTS Systems, Remarques concernant la procédure*.
- Z. Si des pipeteurs à répétition sont utilisés pour ajouter des réactifs, ne pas toucher le tube avec l'embout de la pipette afin d'éviter toute contamination d'un tube à l'autre.
- AA. Un mélange adéquat est nécessaire pour obtenir des résultats de test précis. Pour de plus amples détails, consulter *Procédure de test à l'aide des DTS Systems, Remarques concernant la procédure*.
- AB. Réserver des bains-marie distincts aux étapes de capture de cible, d'amplification et du DKA lors du test.
- AC. Les cartes de protection doivent être jetées dans le récipient à déchets immédiatement après avoir été retirées des tubes réactionnels. Des cartes de protection neuves doivent toujours être utilisées; elles ne doivent jamais être réutilisées d'une étape à l'autre. Les cartes de protection doivent être fermement apposées sur le dessus de tous les tubes de réaction.
- AD. L'étiquette de certains réactifs de ce kit porte des symboles de risque et de sécurité.

**Remarque :** pour obtenir de l'information sur les mentions de danger et de mise en garde pouvant être associées aux réactifs, consulter la bibliothèque de fiches signalétiques sur la page [www.hologicds.com](http://www.hologicds.com). Pour plus d'informations sur les symboles, consulter la légende des symboles sur [www.hologic.com/package-inserts](http://www.hologic.com/package-inserts).

<b>Renseignements canadiens sur les dangers</b>	
	<p><b>Tampon pour solution de désactivation</b>  <i>Hydroxyde de sodium à 1 - 5 %</i>  <i>Hypochlorite de sodium à &lt; 1 %</i></p> <p><b>AVERTISSEMENT</b>            H315 - Provoque une irritation cutanée            P264 - Se laver le visage, les mains et toute surface de peau exposée soigneusement après manipulation            P280 - Porter des gants de protection/des vêtements de protection/un équipement de protection des yeux/du visage</p>

	<p><b>Huile Aptima</b> <i>Polydiméthylsiloxane à 95 - 100 %</i></p> <p><b>AVERTISSEMENT</b> H315 - Provoque une irritation cutanée H319 - Provoque une sévère irritation des yeux P264 - Se laver le visage, les mains et toute surface de peau exposée soigneusement après manipulation P280 - Porter des gants de protection/des vêtements de protection/un équipement de protection des yeux/du visage</p>
	<p><b>Réactif de sélection</b> <i>Acide borique à 1 - 5 %</i></p> <p><b>AVERTISSEMENT</b> H315 - Provoque une irritation cutanée P264 - Se laver le visage, les mains et toute surface de peau exposée soigneusement après manipulation P280 - Porter des gants de protection/des vêtements de protection/un équipement de protection des yeux/du visage</p>
—	<p><b>Réactif de capture de cible</b> <i>HEPES 5 - 10 %</i> <i>EDTA 1 - 5 %</i> <i>Hydroxyde de lithium monohydraté à 1 - 5 %</i></p> <p>—</p> <p>Nocif pour les organismes aquatiques, entraîne des effets néfastes à long terme. Nocif pour les organismes aquatiques.</p>

## Conditions de conservation et de manipulation des réactifs

- A. Le tableau suivant présente les conditions de conservation et de stabilité pour les réactifs et les contrôles.

Réactif	Conservation avant ouverture	Trousse ouverte (reconstituée)	
		Conservation	Stabilité
Réactif d'amplification	2 °C à 8 °C	S.O.	S.O.
Réactif enzymatique	2 °C à 8 °C	S.O.	S.O.
Réactif-sonde	2 °C à 8 °C	S.O.	S.O.
Réactif de capture de cible B	2 °C à 8 °C	S.O.	S.O.
Solution de reconstitution d'amplification	2 °C à 30 °C	2 °C à 8 °C	30 jours
Solution de reconstitution enzymatique	2 °C à 30 °C	2 °C à 8 °C	30 jours
Solution de reconstitution de sonde	2 °C à 30 °C	2 °C à 8 °C	30 jours
Réactif de sélection	2 °C à 30 °C	2 °C à 30 °C	S.O.
Réactif de capture de cible	15 °C à 30 °C	15 °C à 30 °C	30 jours
Contrôle positif CT/ contrôle négatif GC	2 °C à 8 °C	S.O.	Flacon à dose unique
Contrôle positif GC/ contrôle négatif CT	2 °C à 8 °C	S.O.	Flacon à dose unique

- B. Les réactifs suivants sont stables lorsqu'ils sont conservés entre 15 °C et 30 °C (température ambiante) :
- Réactif de capture de cible
  - Solution de lavage
  - Tampon pour solution de désactivation
  - Réactif huileux
- C. La préparation de réactif de capture de cible (wTCR) est stable pendant 30 jours lorsqu'il est conservé entre 15 °C et 30 °C. Ne pas réfrigérer.
- D. Une fois reconstitués, le réactif enzymatique, le réactif d'amplification et le réactif-sonde restent stables pendant 30 jours s'ils sont conservés entre 2 °C et 8 °C.
- E. Jeter tout réactif reconstitué et wTCR non utilisé au bout de 30 jours ou après la date de péremption du lot de référence si celle-ci survient avant.
- F. Les contrôles sont stables jusqu'à la date indiquée sur les flacons.
- G. Si des réactifs sont conservés en restant intégrés dans le Tigris DTS System, leur stabilité intégrée ne dépassera pas 48 heures.
- H. Les réactifs chargés dans le Panther System sont stables pendant 72 heures une fois chargés.
- I. Le réactif-sonde et le réactif-sonde reconstitué sont photosensibles. Conserver les réactifs à l'abri de la lumière. La stabilité reconstituée indiquée est basée sur une exposition de 12 heures du réactif-sonde reconstitué à deux ampoules fluorescentes de 60 W situées à 43 cm (17 po) de distance et à une température inférieure à 30 °C. L'exposition du réactif-sonde reconstitué à la lumière doit être limitée en conséquence.
- J. Lorsqu'ils parviennent à température ambiante, certains tubes de solution contrôle peuvent être troubles ou contenir des précipités. La turbidité ou la précipitation associée à ces contrôles n'a aucune influence sur leur rendement. Les contrôles peuvent être utilisés peu importe qu'ils soient limpides ou troubles/précipités. Si l'on souhaite travailler avec des contrôles limpides, il est possible d'accélérer la solubilisation en les incubant aux valeurs maximales de la plage de température ambiante (15 °C à 30 °C).
- K. Ne pas congeler les réactifs.

## Prélèvement et conservation des échantillons

**Remarque :** Manipuler tous les spécimens comme s'ils contenaient des agents potentiellement infectieux. Utiliser les précautions universelles.

**Remarque :** Veiller à éviter toute contamination croisée pendant les étapes de manipulation des échantillons. Par exemple, éliminer le matériel utilisé sans passer au-dessus des tubes ouverts.

Le test Aptima Combo 2 est conçu pour détecter la présence de CT et de GC dans les échantillons vaginaux collectés à l'aide d'un écouvillon, les échantillons endocervicaux et urétraux masculins collectés à l'aide d'un écouvillon, les échantillons pharyngés et rectaux collectés à l'aide d'un écouvillon, les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt, et les échantillons d'urine masculins et féminins. Le rendement du test sur des échantillons autres que ceux collectés à l'aide des kits de collecte d'échantillons suivants n'a pas été évalué :

- Kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon unisexe Aptima™ pour échantillons endocervicaux féminins et urétraux masculins sur écouvillon
- Kit de collecte d'urine Aptima™ pour échantillons d'urine masculins et féminins
- Kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon multitest Aptima
- Kit de transfert d'échantillons Aptima (à utiliser avec les échantillons gynécologiques collectés dans la solution PreservCyt)

#### A. Instructions de collecte

Consulter la notice du test correspondant au kit de collecte d'échantillons utilisé pour les instructions concernant le prélèvement.

#### B. Transport et conservation des échantillons avant le test

##### 1. Échantillons génito-urinaires sur écouvillon

- a. Une fois l'échantillon collecté à l'aide d'un écouvillon, le transporter et le conserver dans le tube de transport d'échantillons sur écouvillon entre 2 °C et 30 °C jusqu'à la réalisation du test. Les échantillons doivent être testés avec le test Aptima Combo 2 dans les 60 jours qui suivent leur collecte.
- b. Si une conservation plus longue est nécessaire, congeler les échantillons urogénitaux dans le tube de transport d'échantillons sur écouvillon dans les sept jours qui suivent la collecte entre -20 °C et -70 °C afin de permettre la réalisation du test jusqu'à 12 mois après la collecte (voir *Études de la stabilité des échantillons*).

##### 2. Échantillons extragénitaux (pharyngés et rectaux) sur écouvillon

- a. Une fois l'échantillon collecté à l'aide d'un écouvillon, le transporter et le conserver dans le tube de transport d'échantillons sur écouvillon entre 4 °C et 30 °C, ou -20 °C et -70 °C jusqu'à la réalisation du test. Les échantillons doivent être testés avec le test Aptima Combo 2 dans les 60 jours qui suivent leur collecte (consulter *Étude de la stabilité et manipulation des échantillons extragénitaux*).

##### 3. Échantillons d'urine

- a. Maintenir l'échantillon d'urine à une température comprise entre 2 °C et 30 °C après le prélèvement, et le transférer dans le tube de transport d'échantillons d'urine Aptima dans les 24 heures suivant le prélèvement. Le transporter au laboratoire dans le récipient de collecte primaire ou dans le tube de transport à une température comprise entre 2 °C et 30 °C. Le conserver à une température comprise entre 2 et 30 °C et tester les échantillons d'urine traités avec le test Aptima Combo 2 dans les 30 jours suivant la collecte.
- b. Si une conservation plus longue est nécessaire, congeler les échantillons d'urine dans le tube de transport d'échantillons d'urine Aptima dans les sept jours qui suivent la collecte entre -20 °C et -70 °C afin de permettre la réalisation du test jusqu'à 12 mois après la collecte (voir *Études de la stabilité des échantillons*).

##### 4. Échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt

- a. Les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt destinés aux tests CT et/ou GC doivent être utilisés en ce qui concerne la cytologie et/ou transférés dans un tube de transfert d'échantillon Aptima dans les 30 jours qui suivent leur collecte lorsqu'ils sont conservés entre 2 °C et 30 °C (voir *Études de la stabilité des échantillons*).
- b. Si la procédure de retrait d'une aliquote ThinPrep est utilisée, se référer au *Manuel de l'utilisateur du processeur ThinPrep 2000, ThinPrep 3000 ou ThinPrep 5000—Addendum* pour obtenir des renseignements sur la procédure de retrait d'une aliquote. Transférer 1 mL de l'aliquote collectée dans un tube de transfert d'échantillon Aptima conformément à la notice du kit de transfert d'échantillons Aptima.

- c. Si l'échantillon est analysé après un traitement à l'aide du processeur ThinPrep 2000 ou ThinPrep 5000, traiter l'échantillon de frottis en milieu liquide PreservCyt conformément au *Manuel de l'utilisateur du processeur ThinPrep 2000 ou ThinPrep 5000* et à la notice du kit de transfert d'échantillons Aptima. Transférer 1 mL du liquide restant dans le flacon de solution PreservCyt dans un tube de transfert d'échantillon Aptima conformément à la notice de test du kit de transfert d'échantillons Aptima.
- d. Une fois que l'échantillon de frottis en milieu liquide PreservCyt a été transféré dans le tube de transfert d'échantillons Aptima, l'échantillon doit être testé avec le test Aptima Combo 2 dans les 30 jours s'il est conservé entre 2 °C et 8 °C ou dans les 14 jours s'il est conservé entre 15 °C et 30 °C. Si une durée de conservation plus longue est nécessaire, congelez-le dans les 7 jours suivant le transfert dans le tube de transfert d'échantillons Aptima à une température comprise entre -20 °C et -70 °C afin de permettre la réalisation du test jusqu'à 12 mois après la collecte (reportez-vous à la section *Études de la stabilité des échantillons*).

### C. Conservation des échantillons après les tests

1. Les échantillons qui ont été testés doivent être rangés dans un portoir en position verticale.
2. Les tubes de transport d'échantillons doivent être recouverts d'une nouvelle pellicule de film plastique ou d'aluminium propre.
3. Si certains des échantillons testés doivent être congelés ou envoyés, retirer les bouchons pénétrables et placer de nouveaux bouchons non pénétrables sur les tubes de transport d'échantillons. Si les échantillons doivent être expédiés dans un autre établissement pour y être testés, les températures recommandées doivent être maintenues. Avant de déboucher et de reboucher des échantillons qui ont déjà été testés, les tubes de transport d'échantillons doivent être centrifugés pendant 5 minutes à 420 FCR (force centrifuge relative) pour faire descendre la totalité du liquide au fond du tube. **Éviter les éclaboussures et la contamination croisée.**

**Remarque :** Les échantillons doivent être envoyés conformément aux réglementations nationales et internationales applicables relatives au transport.

## DTS Systems

Les réactifs du test Aptima Combo 2 pour CT et GC sont indiqués ci-dessous pour les DTS Systems. Les symboles d'identification des réactifs sont également indiqués à côté du nom du réactif.

### Réactifs et matériel fournis

**Kit de tests Aptima Combo 2, 100 tests (2 boîtes) (N° de référence 301032)**

**Boîte réfrigérée Aptima Combo 2 (boîte 1 sur 2)  
(à conserver entre 2 °C et 8 °C dès réception)**

Symbole	Composant	Quantité
<b>A</b>	<b>Réactif d'amplification</b> <i>Acides nucléiques déshydratés non infectieux dans une solution tamponnée contenant &lt; 5 % de diluant.</i>	1 flacon
<b>E</b>	<b>Réactif enzymatique</b> <i>Transcriptase inverse et ARN polymérase déshydratées dans une solution tamponnée de HEPES contenant &lt; 10 % de diluant.</i>	1 flacon
<b>P</b>	<b>Réactif-sonde</b> <i>Sondes d'ADN chimioluminescentes non infectieuses déshydratées dans une solution tamponnée de succinate contenant &lt; 5 % de détergent.</i>	1 flacon
<b>TCR-B</b>	<b>A Réactif de capture de cible B</b> <i>Acides nucléiques non infectieux dans une solution tamponnée contenant &lt; 5 % de détergent.</i>	1 x 0,35 mL
<b>PCT/NGC</b>	<b>Contrôle positif CT/contrôle négatif GC</b> <i>Acide nucléique CT non infectieux dans une solution tamponnée contenant &lt; 5 % de détergent. Chaque échantillon de 400 µL contient une concentration d'ARNr estimée équivalente à 1 IFU (unité de formation des inclusions) de CT (5 fg/test*).</i>	3 x 1,7 mL
<b>PGC/NCT</b>	<b>Contrôle positif GC/contrôle négatif CT</b> <i>Acide nucléique GC non infectieux dans une solution tamponnée contenant &lt; 5 % de détergent. Chaque échantillon de 400 µL contient une concentration d'ARNr estimée équivalente à 50 cellules de GC (250 fg/test*).</i>	3 x 1,7 mL

\*Les concentrations d'ARNr équivalentes ont été calculées d'après la taille du génome et le ratio estimé ADN:ARN/cellule de chaque organisme.

**La boîte réfrigérée comprend également les articles suivants (plateau de conservation) :**  
**(conserver entre 2 °C et 30 °C dès réception)**

Symbole	Composant	Quantité
<b>AR</b>	<b>Solution de reconstitution d'amplification</b> <i>Solution aqueuse contenant des conservateurs.</i>	1 x 9,3 mL
<b>ER</b>	<b>Solution de reconstitution enzymatique</b> <i>Solution tamponnée HEPES contenant un surfactant et du glycérol.</i>	1 x 3,3 mL
<b>PR</b>	<b>Solution de reconstitution de sonde</b> <i>Solution tamponnée de succinate contenant &lt; 5 % de détergent.</i>	1 x 12,4 mL

La boîte réfrigérée comprend également les articles suivants (plateau de conservation) :  
(conserver entre 2 °C et 30 °C dès réception)

Symbole	Composant	Quantité
S	<b>Réactif de sélection</b> <i>Solution tamponnée de borate à 600 mM contenant un surfactant.</i>	1 x 31 mL
	<b>Collets de reconstitution</b>	3
	<b>Cartes de protection</b>	1 paquet

Boîte à température ambiante Aptima Combo 2 (boîte 2 sur 2)  
(à conserver entre 15 °C et 30 °C dès réception)

Symbole	Composant	Quantité
TCR	<b>Réactif de capture de cible</b> <i>Solution saline tamponnée contenant des oligomères de capture en phase solide.</i>	1 x 22 mL
W	<b>Solution de lavage</b> <i>Solution tamponnée de HEPES à 10 mM contenant &lt; 2 % de détergent.</i>	1 x 402 mL
DF	<b>Tampon pour solution de désactivation</b> <i>Solution tamponnée de bicarbonate à 800 mM.</i>	1 x 402 mL
O	<b>Réactif huileux</b> <i>Huile de silicone.</i>	1 x 24,6 mL

## Matériel requis et disponible séparément

*Remarque : les références du matériel vendu par Hologic sont indiqués, sauf indication contraire.*

	N° de réf.
Luminomètre Leader HC+	104747-01
Système de capture de cible (Target Capture System, TCS) Hologic	104555
Incubateurs et vortexeurs :	
2 vortexeurs multi-tubes	102160G
3 bain-maries circulateurs (62 °C ± 1 °C, 42 °C ± 1 °C, 62 °C ± 1 °C)	104586
3 séparateurs pour bain-marie	104627
OU	
2 bains à chaleur sèche/vortexeurs SB100™	105524
Des bains SB100 supplémentaires peuvent être nécessaires si le volume de tests augmente	
Kit Auto Detect Aptima	301048
2 pipeteurs à répétition Repeater	MME-02362
2 pipeteurs, 1 000 µL RAININ PR1000	901715
Pipeteur eppendorf 20 µL à 200 µL	105726
Embouts pour pipeteur à répétition, 2,5 mL	21-381-329 (Fisher)
Embouts pour pipeteur à répétition, 5,0 mL	21-381-330 (Fisher)
Embouts pour pipeteur à répétition, 25,0 mL	21-381-115 (Fisher)

	<u>N° de réf.</u>
Embouts, style P1000 <i>embout de diamètre spécial vendu uniquement par Hologic</i>	105049
Embouts de pipette de 20 µL à 200 µL	705512 (Fisher)
Unités de dix tubes (Ten Tube Units, TTU)	TU0022
Cassette de dix embouts (Ten Tip Cassettes, TTC)	104578
Kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon unisexe Aptima pour échantillons endocervicaux féminins et urétraux masculins sur écouvillon	301041
Kit de collecte d'échantillons d'urine Aptima pour échantillons d'urine masculins et féminins	301040
Tubes de transport d'échantillons d'urine Aptima	105575
Kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon multitest Aptima	PRD-03546
Kit de transfert d'échantillons Aptima	301154C
Kit de transfert d'échantillons Aptima - imprimable	PRD-05110
Solution étalon SysCheck	301078
Eau de Javel, solution d'hypochlorite de sodium dosée de 5 % à 8,25 % (0,7 M à 1,16 M)	—
Récipients standard pour la collecte d'urine, sans conservateurs	—
Récipient en plastique à grand couvercle	—
Bouchons pénétrables Aptima	105668
Bouchons non pénétrables de remplacement	103036A

### Matériel facultatif

	<u>N° de réf.</u>
Rehausseur d'eau de Javel Hologic pour le nettoyage <i>pour le nettoyage courant des surfaces et des appareils</i>	302101
Kit de contrôles Aptima	301110
Solutions Aptima <i>(Solution de lavage Aptima, tampon Aptima pour solution de désactivation et réactif huileux Aptima)</i>	302002C
Embouts, 1 000 µL, conducteurs, détecteurs de liquide	10612513 (Tecan)
TECAN Freedom EVO 100/4	900932
<i>Platine Aptima Combo 2 pour DTS Systems 800 Platine</i>	<i>105200G</i>
<i>Réservoir à réactif (quart de module de 40 mL)</i>	<i>104765</i>
<i>Réservoir à réactif divisé en deux (quart de module de 19 mL x 2)</i>	<i>104763</i>
Chiffons non pelucheux	—
Protecteurs de paille à envers plastifié	—

## Procédure de test à l'aide des DTS Systems

### A. Préparation du matériel

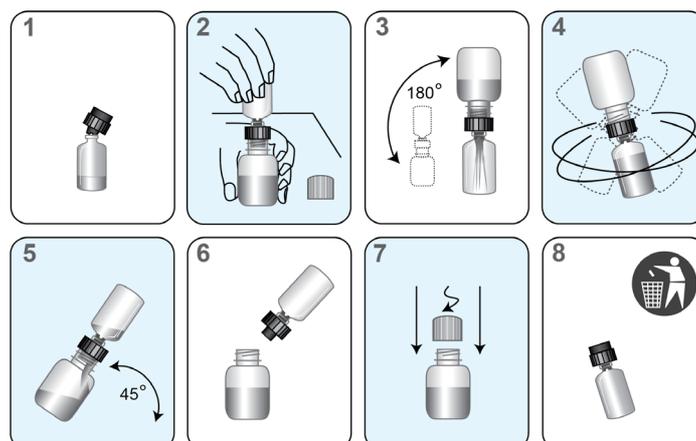
1. Préparer un premier bain-marie à  $62\text{ °C} \pm 1\text{ °C}$  (pour la capture de cible et l'hybridation des amorces), un second bain-marie à  $42\text{ °C} \pm 1\text{ °C}$  (pour l'amplification), et un troisième à  $62\text{ °C} \pm 1\text{ °C}$  (pour le test DKA). Si le bain à chaleur sèche/vortexeur SB100 (SB100 Dry Heat Bath/Vortexer) est utilisé, consulter la *fiche d'application du bain à chaleur sèche/vortexeur SB100 (fiche d'application SB100)*.
2. Avant d'entreprendre le test, nettoyer les plans de travail et les pipeteurs à l'aide d'une solution d'hypochlorite de sodium dosée de 2,5 % à 3,5 % (0,35 M à 0,5 M). Laisser la solution d'hypochlorite de sodium entrer en contact avec les plans et les pipeteurs pendant au moins 1 minute et rincer avec de l'eau désionisée. Ne pas laisser sécher la solution d'hypochlorite de sodium. Couvrir la surface de la paillasse sur laquelle le test sera effectué avec des protections de laboratoire absorbantes propres avec envers plastifié.
3. Placer un nombre suffisant de cassettes de dix embouts dans le système de capture de cible (Target Capture System, TCS). Vérifier que la bouteille de solution de lavage du TCS est remplie de solution de lavage et que la rampe d'aspiration est branchée sur la pompe à vide. (Se référer au *Manuel de l'utilisateur du système de capture de cible [Target Capture System Operator's Manual]*).

### B. Reconstitution des réactifs

**Remarque :** La reconstitution des réactifs doit être effectuée avant d'entreprendre le transfert des échantillons.

1. Afin de reconstituer le réactif d'amplification, le réactif enzymatique et le réactif-sonde, combiner les bouteilles de réactif lyophilisé à la solution de reconstitution. Si les solutions de reconstitution sont réfrigérées, laisser leur température s'équilibrer à température ambiante avant de les utiliser.
  - a. Mettre la solution de reconstitution appropriée avec le réactif lyophilisé. Les étiquettes ont différents codes de couleur afin de pouvoir les associer correctement.
  - b. Ouvrir le flacon en verre de réactif lyophilisé et insérer fermement l'extrémité du collet de reconstitution présentant une encoche dans l'ouverture du flacon en verre (Figure 1 Étape 1).
  - c. Ouvrir la bouteille de solution de reconstitution correspondante et déposer le bouchon sur un plan de travail propre et couvert.
  - d. Tout en maintenant la bouteille de solution de reconstitution fermement en position sur le banc, insérer fermement l'autre extrémité du collier dans l'ouverture du flacon de solution de reconstitution (Figure 1, Étape 2).
  - e. Inverser lentement l'assemblage bouteille/flacon. Laisser la solution s'écouler de la bouteille de solution de reconstitution dans le flacon de verre (Figure 1, Étape 3).
  - f. Remuer délicatement la solution dans le flacon pour la mélanger. Éviter de faire de la mousse dans le flacon pendant cette manipulation (Figure 1, Étape 4).
  - g. Attendre que le réactif lyophilisé se mêle à la solution, puis retourner à nouveau l'assemblage bouteille/flacon en l'inclinant à un angle de  $45^\circ$  pour minimiser la formation de mousse (Figure 1, Étape 5). Laisser tout le liquide s'écouler dans la bouteille de solution de reconstitution.
  - h. Retirer le collet de reconstitution de la bouteille (Figure 1, Étape 6).
  - i. Reboucher la bouteille de solution de reconstitution. Noter les initiales de l'utilisateur et la date de reconstitution sur l'étiquette (Figure 1, Étape 7).

- j. Jeter le collet de reconstitution et le flacon (Figure 1, Étape 8).



**Figure 1. Processus de reconstitution pour les DTS Systems**

2. Le réactif d'amplification, le réactif enzymatique et le réactif-sonde préalablement reconstitués doivent parvenir à température ambiante (entre 15 °C et 30 °C) avant le début du test. Si le réactif-sonde contient un précipité qui ne se remet pas en solution à température ambiante, le chauffer à 62 °C pendant 1 à 2 minutes. Après cette étape de chauffage, le réactif-sonde peut être utilisé même s'il reste un précipité résiduel. Après la remise en suspension, mélanger doucement par retournement en veillant à ne pas former de mousse.

**Remarque :** Ces retournements devraient être effectués chaque fois qu'un précipité se forme dans la solution, que ce soit par chauffage à 62 °C ou par réchauffement à température ambiante.

3. Préparation de la solution de réactif de capture de cible (wTCR)
- Transférer 20 mL de TCR dans un récipient propre et sec de la taille appropriée et réservé à cet effet.
  - À l'aide d'un micro-pipeteur, ajouter 200 µL de TCR-B au TCR.
  - Faire tourner la solution pour bien la mélanger.
  - Mettre une étiquette sur ce récipient. Noter les initiales de l'utilisateur, la date de préparation et les deux numéros de lot.

**Remarque :** Pour un petit nombre de réactions (échantillons et contrôles), utiliser la formule suivante pour calculer les volumes de TCR et TCR-B :

$$\text{Volume du TCR (mL)} = (\text{nombre de réactions} + 5 \text{ réactions supplémentaires}) \times 0,1 \text{ mL}$$

$$\text{Volume du TCR-B (mL)} = \text{Volume du TCR (mL)} / 100$$

### C. Capture de cible

Le pipeteur à répétition utilisé pour la capture de cible et l'amplification doit être réservé à ces étapes uniquement. Voir *Avertissements et précautions* pour de plus amples renseignements.

#### *Installation des portoirs*

- Laisser les contrôles ainsi que les échantillons parvenir à température ambiante avant toute procédure.
- Ne pas passer au vortex les échantillons.

3. Confirmer visuellement que chaque tube d'échantillon répond à un des critères suivants :
  - a. Présence d'un seul écouvillon de collecte Aptima bleu dans un tube de transport d'échantillons sur écouvillon unisexe.
  - b. Présence d'un seul écouvillon de collecte Aptima rose dans un tube de transport d'échantillons sur écouvillon multitest ou vaginal.
  - c. Volume final d'urine situé entre les lignes de remplissage noires d'un tube de transport d'échantillons d'urine.
  - d. Absence d'un écouvillon dans le tube de transport d'échantillons Aptima pour les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt.
4. Vérifier les tubes d'échantillon avant de les perforer :
  - a. Si un tube d'échantillon contient des bulles dans l'espace situé entre le liquide et le bouchon, centrifuger le tube pendant 5 minutes à 420 FCR pour éliminer les bulles.
  - b. Si le tube d'échantillon présente un volume inférieur à celui généralement obtenu et que les instructions de collecte ont été respectées, centrifuger le tube pendant 5 minutes à 420 FCR pour s'assurer qu'il ne reste pas de liquide dans le bouchon.
  - c. Si le niveau de liquide dans un tube d'échantillon d'urine ne se situe pas entre les deux lignes indicatrices noires, l'échantillon doit être rejeté. Ne pas perforer un tube trop rempli.
  - d. Si un tube d'échantillon d'urine contient un précipité, chauffer l'échantillon à 37 °C jusqu'à 5 minutes. Si le précipité ne se dissout pas, vérifier visuellement qu'il ne nuit pas à l'obtention de l'échantillon.

**Remarque :** *Le non-respect des étapes 4a–c peut entraîner l'écoulement de liquide par le bouchon du tube d'échantillon.*

5. Si des échantillons munis de bouchons standard (non pénétrables) sont testés, ils doivent être centrifugés pendant 5 minutes à 420 FCR (force centrifuge relative) pour que la totalité du liquide s'écoule au fond du tube avant de les déboucher. **Éviter les éclaboussures et la contamination croisée.**
6. Placer un nombre suffisant d'unités de dix tubes (Ten Tube Unit, TTU) pour les contrôles et les échantillons dans le portoir pour unités de dix tubes (TTU).
7. Si l'on souhaite établir une liste de travail, en créer une à ce moment-là. Pour créer une liste de travail, consulter le *Manuel de l'utilisateur du logiciel de test Aptima* (Aptima Assay Software Operator's Manual).
8. Bien mélanger la solution wTCR. À l'aide du pipeteur à répétition, ajouter 100 µL dans chaque tube de réaction.
9. Pour utiliser le logiciel de test Aptima comme il se doit, le contrôle positif CT/contrôle négatif GC doit être placé dans la première position de la première TTU.
  - a. Tenir le tube de contrôle positif CT/contrôle négatif GC dans une main ou le laisser dans un portoir. L'étiquette de ce contrôle est rose. Le texte de l'étiquette indique « CONTROL + CT PCT/CONTROL – GC NGC ». À l'aide d'un micro-pipeteur, perforer le bouchon en veillant à ne pas enfoncer l'embout au fond du tube. Ajouter 400 µL de contrôle positif CT/contrôle négatif GC dans le premier tube de réaction.
  - b. En procédant de la même manière et à l'aide d'un nouvel embout de pipette, ajouter 400 µL de contrôle positif GC/contrôle négatif CT au second tube de réaction. L'étiquette de ce second contrôle est bleu-vert. Le texte de l'étiquette indique « CONTROL + GC PGC/CONTROL – CT NCT ».

- Continuer la préparation du portoir en ajoutant 400 µL à chaque échantillon dans les tubes de réaction restants. Utiliser un nouvel embout de pipette pour chaque échantillon et chaque contrôle. Le volume d'échantillon ou de contrôle pouvant être ajouté à un tube de réaction est de 400 µL ± 100 µL. Voir *Remarques concernant la procédure, Pipetage des contrôles et des échantillons* pour de plus amples renseignements.

#### *Capture de cible*

L'utilisation du système de capture de cible (Target Capture System) Hologic est décrite dans le *Manuel de l'utilisateur du système de capture de cible* (Target Capture System Operator's Manual). Si le bain à chaleur sèche/vortexeur SB100 (SB100 Dry Heat Bath/Vortexer) est utilisé, consulter la *fiche d'application du SB100*.

- Couvrir les TTU de cartes de protection et agiter délicatement le portoir manuellement. **Ne pas passer au vortex.** Incuber le portoir à 62 °C ± 1 °C dans un bain-marie pendant 30 ± 5 minutes.
- Retirer le portoir du bain-marie et sécher le fond des tubes sur un matériau absorbant.
- Vérifier que les cartes de protection sont fermement positionnées. Au besoin, les remplacer par de nouvelles cartes de protection et fermer hermétiquement les TTU.
- Vortexer le portoir pendant 60 secondes sur le vortexeur (mélangeur à tourbillon multi-tubes). Consulter *Remarques concernant la procédure, Agitation au vortex* pour de plus amples détails. Commencer l'agitation au vortex du portoir dans les 2 minutes qui suivent son retrait du bain-marie.
- Sans retirer les cartes de protection, incuber le portoir à température ambiante pendant 30 ± 5 minutes.
- Placer le portoir sur la base magnétique du TCS pendant 5 à 10 minutes.
- Amorcer la conduite de la pompe du poste de distribution en pompant la solution de lavage dans la rampe de distribution. Pomper une quantité suffisante de liquide dans le système afin qu'il ne reste aucune bulle d'air dans la tubulure et que les dix têtes distribuent un flux régulier de liquide.
- Mettre la pompe à vide en marche et débrancher la rampe d'aspiration du premier connecteur situé entre la rampe d'aspiration et la bouteille piège. S'assurer que la jauge de vide satisfait les spécifications du test de fuite.<sup>2</sup> Il est possible que 15 secondes soient nécessaires pour obtenir une lecture. Rebrancher la rampe d'aspiration et vérifier que la jauge de dépression soit conforme à la spécification du niveau de dépression. Ne pas éteindre la pompe à vide avant que toutes les étapes de la capture de cible soient terminées et que la tubulure de la rampe d'aspiration soit sèche.
- Fixer fermement la rampe d'aspiration au premier jeu d'embouts. Aspirer tout le liquide en abaissant les embouts dans la première TTU jusqu'à ce qu'ils touchent brièvement le fond des tubes. Ne pas maintenir les embouts en contact avec le fond des tubes.
- Une fois l'aspiration terminée, éjecter les embouts dans leur TTC d'origine. Recommencer les étapes d'aspiration pour les TTU restantes en utilisant un embout dédié par échantillon.
- Placer la rampe de distribution sur chaque TTU et, à l'aide de la pompe du poste de distribution, verser 1,0 mL de solution de lavage dans chacun des tubes de la TTU.
- Couvrir les tubes d'une carte de protection et retirer le portoir de la base magnétique du TCS. Passer au vortex le portoir une fois sur le vortexeur multi-tubes. Consulter *Remarques concernant la procédure, Agitation au vortex* pour de plus amples détails.
- Placer le portoir sur la base magnétique du TCS pendant 5 à 10 minutes.

---

<sup>2</sup> Consulter la Fiche des spécifications de dépression du système de capture située au verso du *Manuel de l'utilisateur du système de capture de cible* (Target Capture System Operator's Manual) ou communiquer avec le Service technique.

24. Aspirer tout le liquide comme aux Étapes 19 et 20.
25. Après l'aspiration finale, retirer le portoir de la base magnétique du TCS et inspecter visuellement les tubes pour vérifier que le liquide a été totalement aspiré et que tous les tubes contiennent un culot de particules magnétiques. S'il reste visiblement du liquide, remettre le portoir sur la base magnétique du TCS pendant 2 minutes et refaire l'aspiration pour cette TTU en utilisant les mêmes embouts que ceux utilisés précédemment avec chaque échantillon.

**Remarque :** Si un culot de particules magnétiques est visible une fois l'aspiration terminée, le tube peut être accepté. Si aucun culot n'est visible, l'échantillon doit être testé à nouveau. Si le même échantillon ne contient pas de culot de particules magnétiques à cette étape lors d'une série ultérieure, cela peut indiquer un problème lié à l'échantillon. Il est alors recommandé d'effectuer une nouvelle collecte de l'échantillon.

#### D. Amplification

Si le bain à chaleur sèche/vortexeur SB100 (SB100 Dry Heat Bath/Vortexer) est utilisé, consulter la *fiche d'application du SB100*.

1. À l'aide du pipeteur à répétition, ajouter 75 µL de réactif d'amplification reconstitué dans chaque tube de réaction. Tous les mélanges réactionnels du portoir devraient maintenant avoir une teinte rouge.
2. À l'aide du pipeteur à répétition, ajouter 200 µL de réactif huileux dans chaque tube de réaction.
3. Couvrir les tubes d'une carte de protection et les passer au vortex sur le vortexeur multi-tubes.
4. Incuber le portoir à 62 °C ± 1 °C dans un bain-marie pendant 10 ± 5 minutes.
5. Transférer le portoir dans un bain-marie à 42 °C ± 1 °C et incuber pendant 5 ± 2 minutes.
6. Une fois le portoir dans le bain-marie, retirer soigneusement la carte de protection et, à l'aide du pipeteur à répétition, ajouter 25 µL du réactif enzymatique reconstitué dans chaque tube de réaction. Tous les mélanges réactionnels devraient maintenant avoir une teinte orange.
7. Couvrir immédiatement les tubes d'une nouvelle carte de protection, retirer le portoir du bain-marie et mélanger les tubes de réaction en agitant délicatement le portoir manuellement.
8. Incuber le portoir à 42 °C ± 1 °C dans un bain-marie pendant 60 ± 15 minutes.

#### E. Double test cinétique (Dual Kinetic Assay, DKA)

Si le bain à chaleur sèche/vortexeur SB100 (SB100 Dry Heat Bath/Vortexer) est utilisé, consulter la *fiche d'application du SB100*.

Le pipeteur à répétition utilisé pour l'hybridation et la sélection doit être réservé à ces étapes uniquement. Voir *Avertissements et précautions*.

##### 1. Hybridation

- a. Retirer le portoir du bain-marie et le transférer dans la zone de test DKA. À l'aide du pipeteur à répétition, ajouter 100 µL du réactif-sonde reconstitué dans chaque tube de réaction. Tous les mélanges réactionnels devraient maintenant avoir une teinte jaune.
- b. Couvrir les tubes d'une carte de protection et passer au vortex le portoir sur le vortexeur multi-tubes.
- c. Incuber le portoir dans un bain-marie à 62 °C ± 1 °C pendant 20 ± 5 minutes.
- d. Retirer le portoir du bain-marie et laisser incuber à température ambiante pendant 5 ± 1 minutes.

## 2. Sélection

- a. À l'aide du pipeteur à répétition, ajouter 250 µL de réactif de sélection dans chaque tube de réaction. Tous les mélanges réactionnels devraient maintenant avoir une teinte rouge.
- b. Couvrir les tubes avec une carte de protection, passer au vortex le portoir pendant 10 secondes ou jusqu'à l'obtention d'une teinte uniforme, puis l'incuber le dans un bain-marie à 62 °C ± 1 °C pendant 10 ± 1 minutes.
- c. Retirer le portoir du bain-marie.

## 3. Détection

La détection doit être effectuée entre 18 °C et 28 °C.

- a. Incuber le portoir entre 18 °C et 28 °C pendant 15 ± 3 minutes.

**Remarque :** Cette plage de température est indispensable pour le rendement du test.

- b. Pour utiliser le luminomètre Leader HC+ et le logiciel de test Aptima, consulter le *Manuel de l'utilisateur du luminomètre Leader HC+* (Leader HC+ Luminometer Operator's Manual) ainsi que le *Manuel de l'utilisateur du logiciel de test Aptima* (Aptima Assay Software Operator's Manual).
- c. Vérifier que les volumes d'Auto Detect 1 et d'Auto Detect 2 sont suffisants pour procéder aux tests.
- d. Préparer le luminomètre Leader HC+ en plaçant une TTU vide dans la position de cassette numéro 1 et effectuer le protocole **Wash** (lavage).
- e. Charger les TTU dans le luminomètre.
- f. Se connecter à l'ordinateur. Cliquer sur **New Run** (nouvelle série), choisir le protocole de test **Aptima Combo 2** puis entrer le nombre de tubes (contrôles et échantillons). Cliquer sur **Next** (suivant) pour commencer la série.

**Remarque :** La série doit être complétée dans les 2 heures qui suivent la fin de l'incubation de l'étape de sélection.

- g. Préparer une solution de désactivation en mélangeant un volume équivalent d'hypochlorite de sodium dosé de 5 % à 8,25 % (0,7 M à 1,16 M) et de tampon pour solution de désactivation dans un récipient en plastique à grand couvercle. Mettre une étiquette et inscrire la date de péremption sur le récipient en plastique. La solution de désactivation est stable pendant 4 semaines à température ambiante. Jeter la solution de désactivation une fois les 4 semaines écoulées ou après avoir désactivé 100 échantillons traités (si cela survient avant).
- h. Après avoir retiré les TTU utilisées du luminomètre, les placer dans le récipient de solution de désactivation. Laisser les TTU dans le récipient pendant 15 minutes avant de les jeter. Le responsable du laboratoire devra avoir établi des méthodes de manipulation et d'élimination des déchets adéquates.

## Remarques concernant la procédure

### A. Contrôles

Pour utiliser le logiciel de test Aptima comme il se doit, le contrôle positif CT/contrôle négatif GC doit être placé dans la première position de la première TTU. L'étiquette de ce contrôle est rose. Le texte de l'étiquette indique « CONTROL + CT PCT/CONTROL – GC NGC ». Le contrôle positif GC/contrôle négatif CT doit être placé dans la seconde position de la première TTU. Le contrôle porte une étiquette bleu-vert. Le texte de l'étiquette indique « CONTROL + GC PGC/CONTROL – CT NCT ». S'ils sont placés dans la mauvaise position, la série échouera. Tout contrôle supplémentaire doit être entré en tant qu'échantillon de patient et l'utilisateur doit veiller à ce qu'il soit acceptable.

### B. Pipetage des contrôles et des échantillons

Le volume de contrôle ou d'échantillon ajouté au tube de réaction doit être de  $400 \mu\text{L} \pm 100 \mu\text{L}$ . Il est recommandé d'inspecter visuellement le volume pipeté dans le tube de réaction pour veiller à ce que le volume transféré soit adéquat. Le volume de contrôle ou d'échantillon doit être adéquat pour obtenir des résultats précis. Si le volume pipeté est incorrect, pipeter à nouveau la solution wTCR ainsi que le contrôle ou l'échantillon dans un nouveau tube de réaction.

### C. Réactifs

La solution de reconstitution de sonde peut précipiter pendant la conservation. Si tel est le cas, chauffer la solution de reconstitution de sonde à  $62^\circ\text{C}$  pendant 1 à 2 minutes. Après cette étape, la solution de reconstitution de sonde peut être utilisée, même s'il reste un précipité résiduel. Après la remise en suspension, mélanger délicatement le flacon par retournement en veillant à ne pas former de mousse.

### D. Température

1. Les étapes de capture de cible, d'amplification, d'hybridation et de sélection dépendent de la température. Il est donc impératif que les bains-marie soient maintenus dans des plages de température précises.
2. La température ambiante est définie comme se situant entre  $15^\circ\text{C}$  et  $30^\circ\text{C}$ .
3. Les étapes de détection du test doivent être effectuées entre  $18^\circ\text{C}$  et  $28^\circ\text{C}$ .

### E. Durée

Les réactions de capture de cible, d'amplification, d'hybridation et de sélection sont toutes fonction du temps écoulé. Respecter les durées indiquées dans la *Procédure de test à l'aide des DTS Systems*.

### F. Agitation au vortex

La qualité de l'agitation au vortex est importante pour assurer la bonne performance du test Aptima Combo 2. Si l'agitation au vortex est effectuée de manière adéquate, la suspension tourne à une vitesse capable de faire monter la solution dans la moitié supérieure du tube. Cette manipulation (agitation au vortex) est maintenue pendant une durée précise. Pour passer au vortex des réactions, régler la vitesse du vortexeur multi-tubes sur le réglage le plus bas, fixer solidement le portoir en place et mettre le vortexeur en marche. Augmenter lentement la vitesse jusqu'à ce que le liquide atteigne la moitié supérieure du tube. Passer au vortex pendant 10 secondes, la durée recommandée, ou jusqu'à l'obtention d'une teinte uniforme. Ensuite, tourner la vitesse sur le réglage le plus bas avant d'éteindre le vortexeur (mélangeur à tourbillon multi-tubes) et de retirer le portoir. Les mélanges réactionnels ne doivent jamais toucher les cartes de protection.

### G. Bains-marie

1. Le niveau d'eau des bains-marie doit avoir une profondeur de 3,8 cm à 5 cm (1,5 po à 2,0 po) depuis le plateau de support métallique (fond du bain-marie) à la surface de l'eau. Cette précaution permettra d'assurer un transfert de chaleur adéquat.
2. Pour éviter toute contamination croisée, les bains-marie doivent être réservés à une étape précise du test.

### H. Décontamination

#### 1. Surfaces et pipeteurs

Les surfaces des paillasses de laboratoire et les pipeteurs doivent être décontaminés régulièrement à l'aide d'une solution d'hypochlorite de sodium dosée de 2,5 % à 3,5 % (0,35 M à 0,5 M). Laisser la solution d'hypochlorite de sodium au contact des surfaces pendant au moins 1 minute, puis rincer à l'eau. Ne pas laisser sécher la solution d'hypochlorite de sodium. Les solutions à base de chlore peuvent piquer le métal et le matériel. Rincer soigneusement le matériel à l'eau pour éviter toute piqûre de corrosion.

#### 2. Rampe d'aspiration du TCS

- a. Placer une nouvelle TTC dans le portoir de TTC. Mettre la pompe à vide en marche. Fixer la rampe d'aspiration aux embouts de la TTC. Aspirer toute la solution de lavage restant dans la cuve d'amorçage du poste de distribution de solution de lavage. (Placer la rampe de distribution de façon à ce qu'elle ne gêne pas.)
- b. Verser au moins 100 mL de solution d'hypochlorite de sodium dosée de 0,5 % à 0,7 % (0,07 M à 0,1 M) ou, si vous le préférez, dosée de 2,5 % à 3,5 % (0,35 M à 0,5 M) dans la cuve d'amorçage. Aspirer toute la solution au moyen de la rampe d'aspiration.
- c. Verser au moins 100 mL d'eau désionisée dans la cuve d'amorçage. Aspirer toute l'eau au moyen de la rampe d'aspiration.
- d. Éjecter les embouts dans leur TTC d'origine.
- e. Laisser fonctionner la pompe d'aspiration jusqu'à ce que la tubulure de la rampe soit sèche pour éviter tout refoulement.
- f. Décontaminer les surfaces de la rampe d'aspiration de la façon décrite sous *Appareil TCS*.

#### 3. Récipient à déchets du TCS

Retirer la bouteille à déchets du système de capture de cible (TCS) une fois par semaine ou lorsqu'elle est rempli à 25 %.

- a. Éteindre la pompe à vide et laisser sa pression s'équilibrer.
- b. Débrancher les raccords à déconnexion rapide entre la bouteille à déchets et le flacon de trop-plein, ainsi que la bouteille à déchets et la rampe d'aspiration.
- c. Retirer la bouteille à déchets du boîtier de piège à vide.
- d. Retirer le bouchon et ajouter avec précaution 400 mL de solution d'hypochlorite de sodium dosée de 5 % à 8,25 % (0,7 M à 1,16 M) dans le flacon (ou 1 L si une bouteille à déchets de 10 L est utilisée).

**Remarque :** Cette manipulation peut être effectuée sous une hotte pour éviter de libérer des émanations dans le laboratoire.

- e. Reboucher la bouteille à déchets et faire tourner délicatement le contenu jusqu'à l'obtention d'un mélange homogène.

- f. Laisser la bouteille à déchets reposer pendant 15 minutes, puis jeter le contenu (déchets).
- g. Rincer la bouteille à déchets à l'eau pour éliminer tout résidu éventuel.
- h. Reboucher la bouteille à déchets vide et la mettre dans le boîtier du piège à vide. Fixer le raccord à déconnexion rapide sur l'appareil TCS. Jeter avec précaution les deux gants.

#### 4. Appareil TCS

Essuyer les surfaces de l'appareil TCS, la rampe d'aspiration et la surface des embouts d'éjection du tampon de lavage avec des serviettes en papier humidifiées à l'aide d'une solution d'hypochlorite de sodium dosée de 2,5 % à 3,5 % (0,35 M à 0,5 M). Faire suivre l'étape de javellisation par un rinçage à l'eau, puis sécher complètement les surfaces avec des serviettes en papier.

#### 5. Portoirs

Submerger les portoirs dans une solution d'hypochlorite de sodium dosée de 2,5 % à 3,5 % (0,35 M à 0,5 M) en veillant à ce qu'ils soient recouverts par la solution d'hypochlorite de sodium. Maintenir les portoirs immergés pendant 10 minutes. Toute exposition plus longue endommagerait les portoirs. Rincer soigneusement les portoirs à l'eau et les placer sur un tampon absorbant propre avant de les laisser sécher parfaitement à l'air libre. Pour prolonger la durée de vie des portoirs, les faire sécher debout, et non inversés.

#### I. Contamination des tests

1. L'introduction de substances contaminantes peut survenir si le protocole de test n'est pas rigoureusement respecté.
2. Les TTU doivent être décontaminées dans une solution de désactivation de la façon décrite sous *Détection*. Ne pas réutiliser les TTU.
3. Effectuer une décontamination régulière du matériel et des surfaces de travail de la façon décrite sous *Remarques concernant la procédure, Décontamination*.
4. Comme avec tout système de réactif, l'excès de poudre sur certains gants peut entraîner la contamination des tubes ouverts. Il est recommandé d'utiliser des gants sans poudre.

#### J. Protocole de contrôle de la contamination en laboratoire pour les DTS Systems

Il existe plusieurs facteurs précis pouvant contribuer à la contamination, notamment le volume de tests, la direction du sens du travail, la prévalence de maladies et diverses activités de laboratoire. Ces facteurs doivent être pris en compte lors de l'établissement de la fréquence du contrôle des contaminations. Les intervalles de contrôle de la contamination doivent être définis en fonction des pratiques et des procédures propres à chaque laboratoire.

Pour surveiller la contamination du laboratoire, il est possible d'effectuer la procédure suivante au moyen du kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon unisexe Aptima pour échantillons endocervicaux féminins et urétraux masculins sur écouvillon :

1. Marquer les tubes de transport des écouvillons avec les numéros correspondants aux zones à tester.
2. Retirer l'écouvillon de prélèvement de spécimens (écouvillon à tige bleue avec une impression de couleur verte) de son emballage, humidifier l'écouvillon dans le milieu de transport d'écouvillons (STM) et procéder à l'écouvillonnage de la zone désignée en effectuant un mouvement circulaire.

3. Insérer immédiatement l'écouvillon dans le tube de transport.
4. Casser délicatement la tige de l'écouvillon sur la rainure en évitant toute projection du contenu.
5. Reboucher hermétiquement le tube de transport de l'écouvillon.
6. Refaire les étapes 2 à 5 pour toutes les zones à écouvillonner.
7. Tester l'écouvillon à l'aide du test Aptima Combo 2 selon la *Procédure de test à l'aide des DTS Systems*.

Si les résultats sont positifs ou équivoques pour CT ou GC (voir *Interprétation du test — CQ/Résultats patients*), la surface peut être contaminée et doit alors être décontaminée avec la solution d'hypochlorite de sodium selon les recommandations indiquées dans *Procédure de test à l'aide des DTS Systems, Préparation du matériel*.

**Remarque :** Si l'on soupçonne le bain-marie d'être contaminé, il est possible de le tester en suivant la procédure de test des échantillons d'urine et en ajoutant 2,0 mL d'eau dans un tube de transport d'échantillons d'urine.

#### K. Dépannage

1. Des valeurs de contrôle positif faibles peuvent être dues à des températures incorrectes lors des différentes étapes du test ou à un temps de sélection ayant dépassé la durée recommandée lors de l'étape de sélection.
2. Des bruits de fond élevés peuvent survenir si le temps de sélection de l'étape de sélection est écourté, la sélection de température est incorrecte ou en cas de mélange insuffisant après l'ajout du réactif de sélection.
3. Si le contrôle positif, CT/contrôle négatif, GC est positif ou équivoque pour GC, ou si le contrôle positif, GC/contrôle négatif, CT est positif ou équivoque pour CT, voir *Remarques concernant la procédure, Contamination des tests* pour de plus amples renseignements.

## Tigris DTS System

Les réactifs du test Aptima Combo 2 destiné à détecter la présence de CT et de GC sont énumérés ci-dessous pour le Tigris DTS System. Les symboles d'identification des réactifs sont également indiqués à côté du nom du réactif.

### Réactifs et matériel fournis

**Kit de tests Aptima Combo 2**, 250 tests (2 boîtes et 1 kit de contrôles) (N° de référence 301130 et 301130B)

**Boîte réfrigérée Aptima Combo 2 (boîte 1 sur 2)**  
(à conserver entre 2 °C et 8 °C dès réception)

Symbole	Composant	Quantité
<b>A</b>	<b>Réactif d'amplification</b> <i>Acides nucléiques déshydratés non infectieux dans une solution tamponnée contenant &lt; 5 % de diluant.</i>	1 flacon
<b>E</b>	<b>Réactif enzymatique</b> <i>Transcriptase inverse et ARN polymérase déshydratées dans une solution tamponnée de HEPES contenant &lt; 10 % de diluant.</i>	1 flacon
<b>P</b>	<b>Réactif-sonde</b> <i>Sondes d'ADN chimioluminescentes non infectieuses déshydratées dans une solution tamponnée de succinate contenant &lt; 5 % de détergent.</i>	1 flacon
<b>TCR-B</b>	<b>Réactif de capture de cible B</b> <i>Acides nucléiques non infectieux dans une solution tamponnée contenant &lt; 5 % de détergent.</i>	1 x 0,61 mL

**Boîte à température ambiante Aptima Combo 2 (boîte 2 sur 2)**  
(à conserver entre 15 °C et 30 °C dès réception)

Symbole	Composant	Quantité
<b>AR</b>	<b>Solution de reconstitution d'amplification</b> <i>Solution aqueuse contenant des conservateurs.</i>	1 x 27,7 mL
<b>ER</b>	<b>Solution de reconstitution enzymatique</b> <i>Solution tamponnée HEPES contenant un surfactant et du glycérol.</i>	1 x 11,1 mL
<b>PR</b>	<b>Solution de reconstitution de sonde</b> <i>Solution tamponnée de succinate contenant &lt; 5 % de détergent.</i>	1 x 35,4 mL
<b>S</b>	<b>Réactif de sélection</b> <i>Solution tamponnée de borate à 600 mM contenant un surfactant.</i>	1 x 108 mL
<b>TCR</b>	<b>Réactif de capture de cible</b> <i>Solution saline tamponnée contenant des oligomères de capture en phase solide.</i>	1 x 54 mL
	<b>Collets de reconstitution</b>	3
	<b>Fiche des codes à barres du lot de référence</b>	1 fiche

**Kit de contrôles Aptima**  
(à conserver entre 2 °C et 8 °C dès la réception)

Symbole	Composant	Quantité
PCT/NGC	<b>Contrôle positif CT/contrôle négatif GC</b> <i>Acide nucléique CT non infectieux dans une solution tamponnée contenant &lt; 5 % de détergent. Chaque échantillon de 400 µL contient une concentration d'ARNr estimée équivalente à 1 IFU (unité de formation des inclusions) de CT (5 fg/test*).</i>	5 x 1,7 mL
PGC/NCT	<b>Contrôle positif GC/contrôle négatif CT</b> <i>Acide nucléique GC non infectieux dans une solution tamponnée contenant &lt; 5 % de détergent. Chaque échantillon de 400 µL contient une concentration d'ARNr estimée équivalente à 50 cellules de GC (250 fg/test*).</i>	5 x 1,7 mL

\*Les concentrations d'ARNr équivalentes ont été calculées d'après la taille du génome et le ratio estimé ADN:ARN/cellule de chaque organisme.

### Matériel requis et disponible séparément

*Remarque : les références du matériel vendu par Hologic sont indiqués, sauf indication contraire.*

	<u>N° de réf.</u>
Tigris DTS System	105118
Kit de liquides pour tests Aptima <i>(Solution de lavage Aptima, tampon Aptima pour solution de désactivation et réactif huileux Aptima)</i>	302382
Kit Auto Detect Aptima	301048
Kit de conservateur de liquide système Aptima	302380
Embouts à filtres, 1 000 µl, conducteurs, détecteurs de liquide et jetables	901121 (10612513 Tecan) 903031 (10612513 Tecan) MME-04134 (30180117 Tecan)
<i>Tous les produits ne sont pas disponibles dans toutes les régions. Contactez votre représentant pour obtenir des renseignements spécifiques à votre région.</i>	MME-04128
Kit pour séries Tigris DTS System contenant	301191
<i>Unités dotées de plusieurs tubes (Multi-tube Units, MTU)</i>	104772-02
<i>Kit de sacs pour MTU/embouts usagés</i>	900907
<i>Défecteurs de déchets pour unités dotées de plusieurs tubes (MTU)</i>	900931
<i>Couvre-déchets pour unités dotées de plusieurs tubes (MTU)</i>	105523
Kit de transfert d'échantillons Aptima <i>à utiliser avec les échantillons dans la solution PreservCyt</i>	301154C
Kit de transfert d'échantillons Aptima - imprimable <i>à utiliser avec les échantillons dans la solution PreservCyt</i>	PRD-05110
Kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon multitest Aptima	PRD-03546
Kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon unisexe Aptima pour échantillons endocervicaux féminins et urétraux masculins sur écouvillon	301041

	<u>N° de réf.</u>
Kit de collecte d'échantillons d'urine Aptima pour échantillons d'urine masculins et féminins	301040
Tubes de transport d'échantillons d'urine Aptima	105575
Eau de Javel, solution d'hypochlorite de sodium dosée de 5 % à 8,25 % (0,7 M à 1,16 M)	—
Eau pour le Tigris DTS System <i>consulter le Manuel de l'utilisateur du Tigris DTS System (Tigris DTS System Operator's Manual) pour connaître les spécifications.</i>	—
Gants jetables	—
Solution étalon SysCheck	301078
Bouchons pénétrables Aptima	105668
Bouchons non pénétrables de remplacement	103036A
Bouchons de recharge pour les kits de 250 tests	—
<i>Solution de reconstitution pour réactif d'amplification et réactif-sonde</i>	<i>CL0041 (100 bouchons)</i>
<i>Solution de reconstitution pour réactif enzymatique</i>	<i>501616 (100 bouchons)</i>
<i>Réactif TCR et réactif de sélection</i>	<i>CL0040 (100 bouchons)</i>

### Matériel facultatif

	<u>N° de réf.</u>
Kit de contrôles Aptima	301110
Rehausseur d'eau de Javel Hologic pour le nettoyage <i>pour le nettoyage courant des surfaces et des appareils</i>	302101
Agitateur pour tubes	—
Chiffons non pelucheux	—
Protecteurs de paille à envers plastifié	—

### Procédure de test pour le Tigris DTS System

**Remarque :** Consulter le Manuel de l'utilisateur du Tigris DTS System (Tigris DTS System Operator's Manual) pour de plus amples renseignements sur la procédure avec ce système.

#### A. Préparation de la zone de travail

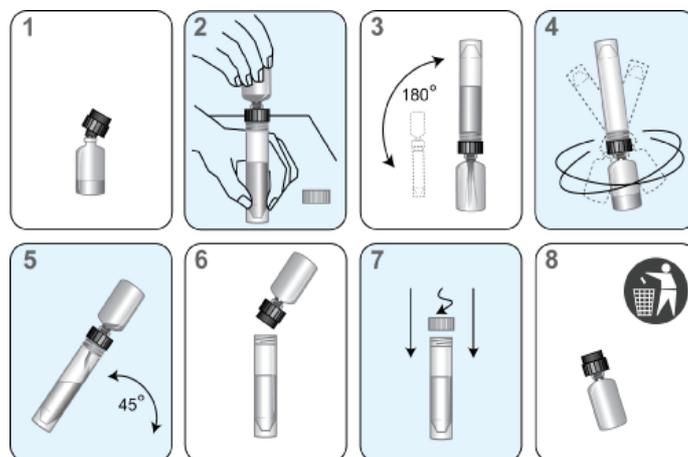
1. Nettoyer les plans de travail sur lesquels les réactifs et les échantillons seront préparés. Essuyer les plans de travail à l'aide d'une solution d'hypochlorite de sodium de 2,5 % à 3,5 % (0,35 M à 0,5 M). Laisser la solution d'hypochlorite de sodium en contact avec les surfaces pendant au moins 1 minute, puis rincer avec de l'eau désionisée. Ne pas laisser sécher la solution d'hypochlorite de sodium. Couvrir la surface de la paille sur laquelle les réactifs et les échantillons seront préparés à l'aide de protections de laboratoire absorbantes propres avec envers plastifié.

## B. Reconstitution des réactifs/préparation d'un nouveau kit

**Remarque :** La reconstitution des réactifs doit être effectuée avant d'entreprendre toute tâche sur le Tigris DTS System.

1. Afin de reconstituer le réactif d'amplification, le réactif enzymatique et le réactif-sonde, combiner les bouteilles de réactif lyophilisé à la solution de reconstitution. Si les solutions de reconstitution sont réfrigérées, laisser leur température s'équilibrer à température ambiante avant de les utiliser.
  - a. Faire correspondre chaque solution de reconstitution avec son réactif lyophilisé. Vérifier que la solution de reconstitution et le réactif lyophilisé ont des étiquettes de couleur correspondantes avant de mettre en place le collet de reconstitution.
  - b. Vérifier les numéros de lot sur la fiche de code-barres du lot de référence pour s'assurer que les réactifs sont associés correctement.
  - c. Ouvrir le flacon en verre de réactif lyophilisé et insérer fermement l'extrémité du collet de reconstitution présentant une encoche dans l'ouverture du flacon en verre (Figure 2, Étape 1).
  - d. Ouvrir la bouteille de solution de reconstitution correspondante et déposer le bouchon sur un plan de travail propre et couvert.
  - e. Tout en maintenant la bouteille de solution de reconstitution fermement en position sur le banc, insérer fermement l'autre extrémité du collier dans l'ouverture de la bouteille de solution de reconstitution (Figure 2, Étape 2).
  - f. Retourner délicatement l'assemblage flacon/bouteille. Laisser la solution s'écouler de la bouteille de solution de reconstitution dans le flacon de verre (Figure 2, Étape 3).
  - g. Faire tourner délicatement la solution dans le flacon pour la mélanger. Éviter de faire de la mousse dans le flacon pendant cette manipulation (Figure 2, Étape 4).
  - h. Attendre que le réactif lyophilisé se dissolve, puis retourner à nouveau l'assemblage flacon/bouteille en l'inclinant à un angle de 45° pour minimiser la formation de mousse (Figure 2, Étape 5). Laisser tout le liquide s'écouler dans la bouteille de solution de reconstitution.
  - i. Retirer le collet de reconstitution et le flacon en verre (Figure 2, Étape 6).
  - j. Reboucher la bouteille de solution de reconstitution. Noter les initiales de l'utilisateur et la date de reconstitution sur l'étiquette (Figure 2, Étape 7).
  - k. Jeter le collet de reconstitution et le flacon en verre (Figure 2, Étape 8).

**Avertissement :** Éviter la formation de mousse lors de la reconstitution des réactifs. La mousse nuit au fonctionnement du détecteur de niveau du Tigris DTS System.



**Figure 2. Procédure de reconstitution pour le Tigris DTS System ou le Panther System**

2. Préparation de la solution de réactif de capture de cible (wTCR)
  - a. Associer les bouteilles de TCR et de TCR-B appropriées.
  - b. Vérifier les numéros de lot des réactifs sur la fiche de code-barres du lot de référence pour s'assurer que les réactifs appropriés du kit correspondent.
  - c. Ouvrir la bouteille de TCR et poser le bouchon sur une surface de travail propre et couverte.
  - d. Retirer le bouchon de la bouteille de TCR-B et verser la totalité du contenu dans la bouteille de TCR. Il est normal qu'une petite quantité de liquide reste dans la bouteille de TCR-B.
  - e. Reboucher la bouteille de TCR et remuer délicatement la solution pour mélanger le contenu. Éviter de faire de la mousse pendant cette étape.
  - f. Noter les initiales de l'utilisateur ainsi que la date du jour sur l'étiquette.
  - g. Jeter la bouteille de TCR-B et son bouchon.
3. Préparation du réactif de sélection
  - a. Vérifier le numéro de lot de la bouteille de réactif pour s'assurer qu'il correspond au numéro figurant sur la fiche de code-barres du lot de référence.
  - b. Noter les initiales de l'utilisateur ainsi que la date du jour sur l'étiquette.

**Remarque :** Bien mélanger tous les réactifs en les retournant doucement avant de les charger dans le système. Éviter la formation de mousse pendant le retournement des réactifs.

#### C. Préparation des réactifs préalablement reconstitués

1. Le réactif d'amplification, le réactif enzymatique et le réactif-sonde préalablement reconstitués doivent parvenir à température ambiante (entre 15 °C et 30 °C) avant le début du test.
2. Si le réactif-sonde reconstitué contient un précipité qui ne se remet pas en solution à température ambiante, chauffer la bouteille bouchée à une température n'excédant pas 62 °C pendant 1 à 2 minutes. Après cette étape de chauffage, le réactif-sonde peut être utilisé même s'il reste un précipité résiduel. Mélanger le réactif-sonde par retournement en veillant à ne pas former de mousse avant de le charger sur le système.
3. Bien mélanger chaque réactif en le retournant doucement avant de le charger dans le système. Éviter la formation de mousse pendant le retournement des réactifs.
4. Ne pas ajouter davantage de réactif dans les bouteilles de réactif. Le Tigris DTS System détecte et rejette les bouteilles dans lesquelles plus de réactif a été ajouté.

#### D. Manipulation des échantillons

1. Laisser les contrôles ainsi que les échantillons parvenir à température ambiante avant toute procédure.
2. Ne pas passer au vortex les échantillons.
3. Confirmer visuellement que chaque tube d'échantillon répond à un des critères suivants :
  - a. Présence d'un seul écouvillon de collecte Aptima bleu dans un tube de transport d'échantillons sur écouvillon unisexe.
  - b. Présence d'un seul écouvillon rose de collecte Aptima rose dans un tube de transport d'échantillons sur écouvillon multitest.
  - c. Volume final d'urine situé entre les lignes de remplissage noires d'un tube de transport d'échantillons d'urine.

- d. Absence d'un écouvillon dans le tube de transport d'échantillons Aptima pour les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt.
4. Inspecter les tubes d'échantillon avant de les charger dans le portoir :
    - a. Si un tube d'échantillon contient des bulles dans l'espace situé entre le liquide et le bouchon, centrifuger le tube pendant 5 minutes à 420 FCR pour éliminer les bulles.
    - b. Si le tube d'échantillon présente un volume inférieur à celui généralement obtenu et que les instructions de collecte ont été respectées, centrifuger le tube pendant 5 minutes à 420 FCR pour s'assurer qu'il ne reste pas de liquide dans le bouchon.
    - c. Si le niveau de liquide dans un tube d'échantillon d'urine ne se situe pas entre les deux lignes indicatrices noires, l'échantillon doit être rejeté. Ne pas perforer un tube trop rempli.
    - d. Si un tube d'échantillon d'urine contient un précipité, chauffer l'échantillon à 37 °C pendant 5 minutes maximum. Si le précipité ne se dissout pas, vérifier visuellement qu'il ne nuit pas à l'obtention de l'échantillon.

**Remarque :** Le non-respect des étapes 4a–c peut entraîner l'écoulement de liquide par le bouchon du tube d'échantillon.

**Remarque :** Il est possible de tester jusqu'à 3 aliquotes distincts de chaque tube d'échantillon. Les tentatives de pipeter plus de 3 aliquotes du tube d'échantillon peuvent entraîner des erreurs d'insuffisance de volume.

#### E. Préparation du système

Configurer le système et la liste de travail selon les instructions du *Manuel de l'utilisateur du Tigris DTS System* (Tigris DTS System Operator's Manual) et de *Remarques concernant la procédure*.

## Remarques concernant la procédure

### A. Contrôles

1. Pour travailler correctement avec le logiciel de test Aptima pour le Tigris DTS System, des contrôles avant et de fin sont nécessaires. Le Contrôle positif CT/Contrôle négatif GC doit être placé dans la première position et l'avant dernière position d'une liste de travail. L'étiquette de ce contrôle est rose. Le texte de l'étiquette indique « CONTROL + CT PCT/CONTROL – GC NGC ». Le Contrôle positif GC/Contrôle négatif CT doit être placé dans la seconde position et la dernière position d'une liste de travail. Le contrôle porte une étiquette bleu-vert. Le texte de l'étiquette indique « CONTROL + GC PGC/CONTROL – CT NCT ».
2. Chaque tube de contrôle Aptima est prévu pour un seul test. Les tentatives de pipeter plus d'une fois à partir du tube peuvent entraîner des erreurs d'insuffisance de volume.

### B. Température

La température ambiante est définie comme se situant entre 15 °C et 30 °C.

### C. Poudre sur les gants

Comme avec tout système de réactif, l'excès de poudre sur certains gants peut entraîner la contamination des tubes ouverts. Il est recommandé d'utiliser des gants sans poudre.

### D. Protocole de contrôle de la contamination en laboratoire pour le Tigris DTS System

Il existe plusieurs facteurs précis pouvant contribuer à la contamination, notamment le volume de tests, la direction du sens du travail, la prévalence de maladies et diverses

activités de laboratoire. Ces facteurs doivent être pris en compte lors de l'établissement de la fréquence du contrôle des contaminations. Les intervalles de contrôle de la contamination doivent être définis en fonction des pratiques et des procédures propres à chaque laboratoire.

Pour surveiller la contamination du laboratoire, il est possible d'effectuer la procédure suivante au moyen du kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon unisexe Aptima pour échantillons endocervicaux féminins et urétraux masculins sur écouvillon :

1. Marquer les tubes de transport des écouvillons avec les numéros correspondants aux zones à tester.
2. Retirer l'écouvillon de prélèvement de spécimens (écouvillon à tige bleue avec une impression de couleur verte) de son emballage, humidifier l'écouvillon dans le milieu de transport d'écouvillons (STM) et procéder à l'écouvillonnage de la zone désignée en effectuant un mouvement circulaire.
3. Insérer immédiatement l'écouvillon dans le tube de transport.
4. Casser délicatement la tige de l'écouvillon sur la rainure en évitant toute projection du contenu.
5. Reboucher hermétiquement le tube de transport de l'écouvillon.
6. Refaire les étapes 2 à 5 pour toutes les zones à écouvillonner.

Si les résultats sont positifs ou équivoques pour CT ou GC, se référer à *Interprétation du test — CQ/Résultats patients*. Pour des renseignements supplémentaires au sujet du contrôle de la contamination spécifiques au Tigris DTS System, consulter le *Manuel de l'utilisateur du Tigris DTS System* (Tigris DTS System Operator's Manual).

## Panther System

Les réactifs du test Aptima Combo 2 destiné à détecter la présence de CT et de GC sont énumérés ci-dessous pour le Panther System. Les symboles d'identification des réactifs sont également indiqués à côté du nom du réactif.

### Réactifs et matériel fournis

#### Kit de tests Aptima Combo 2

250 tests (2 boîtes et un kit de contrôles) (N° de réf. 303094)

100 tests (2 boîtes et un kit de contrôles) (N° de réf. 302923)

#### Boîte réfrigérée Aptima Combo 2 (Boîte 1 de 2) (conserver entre 2 °C et 8 °C dès réception)

Symbole	Composant	Quantité kit de 250 tests	Quantité kit de 100 tests
<b>A</b>	<b>Réactif d'amplification</b> <i>Acides nucléiques déshydratés non infectieux dans une solution tamponnée contenant &lt; 5 % de diluant.</i>	1 flacon	1 flacon
<b>E</b>	<b>Réactif enzymatique</b> <i>Transcriptase inverse et ARN polymérase déshydratées dans une solution tamponnée de HEPES contenant &lt; 10 % de diluant.</i>	1 flacon	1 flacon
<b>P</b>	<b>Réactif-sonde</b> <i>Sondes d'ADN chimioluminescentes non infectieuses déshydratées dans une solution tamponnée de succinate contenant &lt; 5 % de détergent.</i>	1 flacon	1 flacon
<b>TCR-B</b>	<b>Réactif de capture de cible B</b> <i>Acides nucléiques non infectieux dans une solution tamponnée contenant &lt; 5 % de détergent.</i>	1 x 0,61 mL	1 x 0,30 mL

#### Boîte à température ambiante Aptima Combo 2 (Boîte 2 de 2) (conserver entre 15 °C et 30 °C dès réception)

Symbole	Composant	Quantité kit de 250 tests	Quantité kit de 100 tests
<b>AR</b>	<b>Solution de reconstitution d'amplification</b> <i>Solution aqueuse contenant des conservateurs.</i>	1 x 27,7 mL	1 x 11,9 mL
<b>ER</b>	<b>Solution de reconstitution enzymatique</b> <i>Solution tamponnée HEPES contenant un surfactant et du glycérol.</i>	1 x 11,1 mL	1 x 6,3 mL
<b>PR</b>	<b>Solution de reconstitution de sonde</b> <i>Solution tamponnée de succinate contenant &lt; 5 % de détergent.</i>	1 x 35,4 mL	1 x 15,2 mL
<b>S</b>	<b>Réactif de sélection</b> <i>Solution tamponnée de borate à 600 mM contenant un surfactant.</i>	1 x 108 mL	1 x 43,0 mL

**Boîte à température ambiante Aptima Combo 2 (Boîte 2 de 2)**  
(conserver entre 15 °C et 30 °C dès réception)

Symbole	Composant	Quantité kit de 250 tests	Quantité kit de 100 tests
TCR	<b>Réactif de capture de cible</b> <i>Solution saline tamponnée contenant des oligomères de capture en phase solide.</i>	1 x 54 mL	1 x 26,0 mL
	<b>Collets de reconstitution</b>	3	3
	<b>Fiche des codes à barres du lot de référence</b>	1 fiche	1 fiche

**Kit de contrôles Aptima**  
(conserver entre 2 °C et 8 °C dès réception)

Symbole	Composant	Quantité
<b>PCT/ NGC</b>	<b>Contrôle positif CT/contrôle négatif GC</b> <i>Acide nucléique CT non infectieux dans une solution tamponnée contenant &lt; 5 % de détergent. Chaque échantillon de 400 µL contient une concentration d'ARNr estimée équivalente à 1 IFU (unité de formation des inclusions) de CT (5 fg/test*).</i>	5 x 1,7 mL
<b>PGC/ NCT</b>	<b>Contrôle positif GC/contrôle négatif CT</b> <i>Acide nucléique GC non infectieux dans une solution tamponnée contenant &lt; 5 % de détergent. Chaque échantillon de 400 µL contient une concentration d'ARNr estimée équivalente à 50 cellules de GC (250 fg/test*).</i>	5 x 1,7 mL

\*Les concentrations d'ARNr équivalentes ont été calculées d'après la taille du génome et le ratio estimé ADN:ARN/cellule de chaque organisme.

## Matériel requis et disponible séparément

*Remarque : les références du matériel vendu par Hologic sont indiqués, sauf indication contraire.*

	<u>N° de réf.</u>
Panther System	303095
Kit de liquides pour tests Aptima <i>(Solution de lavage Aptima, tampon Aptima pour solution de désactivation et réactif huileux Aptima)</i>	303014 (1 000 tests)
Kit Auto Detect Aptima	303013 (1 000 tests)
Unités multi-tubes (Multi-Tube units, MTU)	104772-02
Kit de sacs pour déchets Panther	902731
Couvre-déchets Panther	504405
Ou kit pour séries Panther <i>contient des MTU, des sacs pour déchets, des couvre-déchets, des liquides pour tests et les solutions Auto Detect</i>	303096 (5 000 tests)

	<u>N° de réf.</u>
Embouts à filtres, 1 000 µl, conducteurs, détecteurs de liquide et jetables	901121 (10612513 Tecan) 903031 (10612513 Tecan) MME-04134 (30180117 Tecan)
<i>Tous les produits ne sont pas disponibles dans toutes les régions. Contactez votre représentant pour obtenir des renseignements spécifiques à votre région.</i>	
Kit de transfert d'échantillons Aptima à utiliser avec les échantillons dans la solution PreservCyt	301154C
Kit de transfert d'échantillons Aptima - imprimable à utiliser avec les échantillons dans la solution PreservCyt	PRD-05110
Kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon multitest Aptima	PRD-03546
Kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon unisexe Aptima pour échantillons endocervicaux féminins et urétraux masculins sur écouvillon	301041
Kit de collecte d'échantillons d'urine Aptima pour échantillons d'urine masculins et féminins	301040
Tubes de transport d'échantillons d'urine Aptima	105575
Eau de Javel, solution d'hypochlorite de sodium dosée de 5 % à 8,25 % (0,7 M à 1,16 M)	—
Gants jetables	—
Solution étalon SysCheck	301078
Bouchons pénétrables Aptima	105668
Bouchons non pénétrables de remplacement	103036A
Bouchons de rechange pour les kits de 250 tests	—
<i>Solution de reconstitution pour réactif d'amplification et réactif-sonde</i>	<i>CL0041 (100 bouchons)</i>
<i>Solution de reconstitution pour réactif enzymatique</i>	<i>501616 (100 bouchons)</i>
<i>Réactif TCR et réactif de sélection</i>	<i>CL0040 (100 bouchons)</i>
Bouchons de rechange pour les kits de 100 tests	—
<i>Solutions de reconstitution de réactifs-sonde, d'amplification et enzymatiques</i>	<i>CL0041 (100 bouchons)</i>
<i>Réactif TCR et réactif de sélection</i>	<i>501604 (100 bouchons)</i>

**Matériel facultatif**

	<u>N° de réf.</u>
Kit de contrôles Aptima	301110
Rehausseur d'eau de Javel Hologic pour le nettoyage <i>pour le nettoyage courant des surfaces et des appareils</i>	302101
Agitateur pour tubes	—
Chiffons non pelucheux	—
Protecteurs de paille à envers plastifié	—

**Procédure de test pour le Panther System**

**Remarque :** Consulter le Manuel de l'utilisateur du Panther System (*Panther System Operator's Manual*) pour de plus amples renseignements sur la procédure du Panther System.

**A. Préparation de la zone de travail**

1. Nettoyer les plans de travail sur lesquels les réactifs et les échantillons seront préparés. Essuyer les plans de travail à l'aide d'une solution d'hypochlorite de sodium de 2,5 % à 3,5 % (0,35 M à 0,5 M). Laisser la solution d'hypochlorite de sodium au contact des surfaces pendant au moins 1 minute, puis rincer à l'eau. Ne pas laisser sécher la solution d'hypochlorite de sodium. Couvrir la surface de la paille sur laquelle les réactifs et les échantillons seront préparés à l'aide de protections de laboratoire absorbantes propres avec envers plastifié.

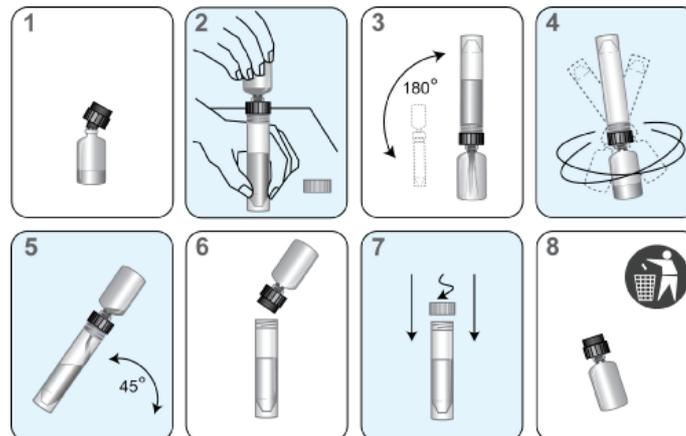
**B. Reconstitution des réactifs/préparation d'un nouveau kit**

**Remarque :** La reconstitution des réactifs doit être effectuée avant d'entreprendre toute tâche sur le Panther System.

1. Afin de reconstituer le réactif d'amplification, le réactif enzymatique et le réactif-sonde, combiner les bouteilles de réactif lyophilisé à la solution de reconstitution. Si les solutions de reconstitution sont réfrigérées, laisser leur température s'équilibrer à température ambiante avant de les utiliser.
  - a. Faire correspondre chaque solution de reconstitution avec son réactif lyophilisé. Vérifier que la solution de reconstitution et le réactif ont des étiquettes de couleur correspondantes avant de mettre en place le collet de reconstitution.
  - b. Vérifier les numéros de lot sur la fiche de code-barres du lot de référence pour s'assurer que les réactifs sont associés correctement.
  - c. Ouvrir le flacon de réactif lyophilisé et insérer fermement l'extrémité du collet de reconstitution présentant une encoche dans l'ouverture du flacon (Figure 3, Étape 1).
  - d. Ouvrir la bouteille de solution de reconstitution correspondante et déposer le bouchon sur un plan de travail propre et couvert.
  - e. Tout en tenant le flacon de solution de reconstitution sur la table, insérer fermement l'autre extrémité du collet de constitution sur l'ouverture de la bouteille (Figure 3, Étape 2).
  - f. Retourner délicatement l'assemblage flacon/bouteille. Laisser la solution drainer de la bouteille dans la bouteille de verre (Figure 3, Étape 3).
  - g. Faire tourner délicatement la solution dans la bouteille pour la mélanger. Éviter la formation de mousse en remuant la bouteille (Figure 3, Étape 4).

- h. Attendre que le réactif lyophilisé se dissolve, puis retourner à nouveau l'assemblage flacon/bouteille en l'inclinant à un angle de 45° pour minimiser la formation de mousse (Figure 3, Étape 5). Laisser la totalité du liquide refluer dans le flacon en plastique.
- i. Retirer le collet de reconstitution et le flacon en verre (Figure 3, Étape 6).
- j. Reboucher la bouteille en plastique. Noter les initiales de l'utilisateur et la date de reconstitution sur l'étiquette (Figure 3, Étape 7).
- k. Jeter le collet de reconstitution et le flacon en verre (Figure 3, Étape 8).

**Avertissement :** Éviter la formation de mousse lors de la reconstitution des réactifs. La mousse nuit au fonctionnement du détecteur de niveau du Panther System.



**Figure 3. Procédure de reconstitution pour le Tigris DTS System ou le Panther System**

2. Préparation de la solution de réactif de capture de cible (wTCR)
  - a. Associer les bouteilles de TCR et de TCR-B appropriées.
  - b. Vérifier les numéros de lot des réactifs sur la fiche de code-barres du lot de référence pour s'assurer que les réactifs appropriés du kit correspondent.
  - c. Ouvrir la bouteille de TCR et poser le bouchon sur une surface de travail propre et couverte.
  - d. Retirer le bouchon de la bouteille de TCR-B et verser la totalité du contenu dans la bouteille de TCR. Il est normal qu'une petite quantité de liquide reste dans la bouteille de TCR-B.
  - e. Reboucher la bouteille de TCR et remuer délicatement la solution pour mélanger le contenu. Éviter de faire de la mousse pendant cette étape.
  - f. Noter les initiales de l'utilisateur ainsi que la date du jour sur l'étiquette.
  - g. Jeter la bouteille de TCR-B et son bouchon.
3. Préparation du réactif de sélection
  - a. Vérifier le numéro de lot de la bouteille de réactif pour s'assurer qu'il correspond au numéro figurant sur la fiche de code-barres du lot de référence.
  - b. Noter les initiales de l'utilisateur ainsi que la date du jour sur l'étiquette.

**Remarque :** Bien mélanger tous les réactifs en les retournant doucement avant de les charger dans le système. Éviter la formation de mousse pendant le retournement des réactifs.

#### C. Préparation des réactifs préalablement reconstitués

1. Le réactif d'amplification, le réactif enzymatique et le réactif-sonde préalablement reconstitués doivent parvenir à température ambiante (entre 15 °C et 30 °C) avant le début du test.

2. Si le réactif-sonde reconstitué contient un précipité qui ne se remet pas en solution à température ambiante, chauffer la bouteille bouchée à une température n'excédant pas 62 °C pendant 1 à 2 minutes. Après cette étape de chauffage, le réactif-sonde peut être utilisé même s'il reste un précipité résiduel. Mélanger le réactif-sonde par retournement en veillant à ne pas former de mousse avant de le charger sur le système.
3. Bien mélanger chaque réactif en le retournant doucement avant de le charger dans le système. Éviter la formation de mousse pendant le retournement des réactifs.
4. Ne pas ajouter davantage de réactif dans les bouteilles de réactif. Le Panther System détecte et rejette les bouteilles dans lesquelles plus de réactif a été ajouté.

#### D. Manipulation des échantillons

1. Laisser les contrôles ainsi que les échantillons parvenir à température ambiante avant toute procédure.
2. Ne pas passer au vortex les échantillons.
3. Confirmer visuellement que chaque tube d'échantillon répond à un des critères suivants :
  - a. Présence d'un seul écouvillon de collecte Aptima bleu dans un tube de transport d'échantillons sur écouvillon unisexe.
  - b. Présence d'un seul écouvillon rose de collecte Aptima rose dans un tube de transport d'échantillons sur écouvillon multitest.
  - c. Volume final d'urine situé entre les lignes de remplissage noires d'un tube de transport d'échantillons d'urine.
  - d. Absence d'un écouvillon dans le tube de transport d'échantillons Aptima pour les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt.
4. Inspecter les tubes d'échantillon avant de les charger dans le portoir :
  - a. Si un tube d'échantillon contient des bulles dans l'espace situé entre le liquide et le bouchon, centrifuger le tube pendant 5 minutes à 420 FCR pour éliminer les bulles.
  - b. Si le tube d'échantillon présente un volume inférieur à celui généralement obtenu et que les instructions de collecte ont été respectées, centrifuger le tube pendant 5 minutes à 420 FCR pour s'assurer qu'il ne reste pas de liquide dans le bouchon.
  - c. Si le niveau de liquide dans un tube d'échantillon d'urine ne se situe pas entre les deux lignes indicatrices noires, l'échantillon doit être rejeté. Ne pas perforer un tube trop rempli.
  - d. Si un tube d'échantillon d'urine contient un précipité, chauffer l'échantillon à 37 °C pendant 5 minutes maximum. Si le précipité ne se dissout pas, vérifier visuellement qu'il ne nuit pas à l'obtention de l'échantillon.

**Remarque :** Le non-respect des étapes 4a–c peut entraîner l'écoulement de liquide par le bouchon du tube d'échantillon.

**Remarque :** Il est possible de tester jusqu'à 4 aliquotes distincts de chaque tube d'échantillon. Les tentatives de pipetage de plus de 4 aliquotes d'un tube d'échantillon peuvent entraîner des erreurs de traitement.

#### E. Préparation du système

1. Configurer le système selon les instructions du *Manuel de l'utilisateur du Panther System* (Panther System Operator's Manual) et les *Remarques concernant la procédure*. Veiller à ce que des portoirs à réactifs et des adaptateurs TCR de taille appropriée soient utilisés.
2. Charger les échantillons.

## Remarques concernant la procédure

### A. Contrôles

1. Une paire de contrôles doit être utilisée pour permettre au logiciel de test Aptima pour le Panther System de fonctionner correctement. Sur le Panther System, les tubes de contrôle positif CT/contrôle négatif GC et de contrôle positif GC/contrôle négatif CT peuvent être placés à n'importe quelle position sur le portoir ou dans n'importe quelle colonne du compartiment à échantillons. Le pipetage des échantillons des patients débutera lorsqu'une des deux conditions suivantes aura été remplie :
  - a. Une paire de contrôles est en cours de traitement par le système.
  - b. Des résultats valides ont été enregistrés sur le système pour les contrôles.
2. Dès que le pipetage des tubes des contrôles a été réalisé et que ces derniers sont en cours de traitement pour un kit de réactifs défini, l'analyse d'échantillons du patient peut se poursuivre pendant 24 heures avec ce même kit **sauf si** :
  - a. Les résultats des contrôles sont invalides.
  - b. Le kit de réactifs du test associé est retiré du système.
  - c. La durée de stabilité du kit de réactifs associé aux contrôles a été dépassée.
3. Chaque tube de contrôle Aptima est prévu pour un seul test. Les tentatives de pipetage répétées (plus d'une fois) à partir d'un même tube peuvent entraîner des erreurs de traitement.

### B. Température

La température ambiante est définie comme se situant entre 15 °C et 30 °C.

### C. Poudre sur les gants

Comme avec tout système de réactif, l'excès de poudre sur certains gants peut entraîner la contamination des tubes ouverts. Il est recommandé d'utiliser des gants sans poudre.

### D. Protocole de contrôle de la contamination en laboratoire pour le Panther System

Il existe plusieurs facteurs précis pouvant contribuer à la contamination, notamment le volume de tests, la direction du sens du travail, la prévalence de maladies et diverses activités de laboratoire. Ces facteurs doivent être pris en compte lors de l'établissement de la fréquence du contrôle des contaminations. Les intervalles de contrôle de la contamination doivent être définis en fonction des pratiques et des procédures propres à chaque laboratoire.

Pour surveiller la contamination du laboratoire, il est possible d'effectuer la procédure suivante au moyen du kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon unisexe Aptima pour échantillons endocervicaux féminins et urétraux masculins sur écouvillon :

1. Marquer les tubes de transport des écouvillons avec les numéros correspondants aux zones à tester.
2. Retirer l'écouvillon de prélèvement de spécimens (écouvillon à tige bleue avec une impression de couleur verte) de son emballage, humidifier l'écouvillon dans le STM et procéder à l'écouvillonnage de la zone désignée en effectuant un mouvement circulaire.
3. Insérer immédiatement l'écouvillon dans le tube de transport.
4. Casser délicatement la tige de l'écouvillon sur la rainure en évitant toute projection du contenu.
5. Reboucher hermétiquement le tube de transport de l'écouvillon.
6. Refaire les étapes 2 à 5 pour toutes les zones à écouvillonner.

Si les résultats sont positifs ou équivoques pour CT ou GC, se référer à *Interprétation du test — CQ/Résultats patients*. Pour des renseignements supplémentaires au sujet du contrôle de la contamination spécifiques au Panther System, communiquer avec le Service technique de Hologic.

## Interprétation du test — CQ/Résultats patients

### A. Interprétation des tests

Les résultats des tests sont automatiquement interprétés par le logiciel de test Aptima au moyen du protocole Aptima Combo 2, et présentés sous forme de résultats de test CT et GC individuels. Un résultat de test peut être négatif, équivoque, positif ou invalide comme le déterminent le type de cinétique et le nombre total de RLU dans l'étape de détection (voir ci-dessous). Un résultat de test peut être invalide si l'un des paramètres se situe en dehors des seuils normalement prévus. Si les premiers résultats de test sont équivoques ou invalides, le test doit être refait.

Type cinétique	Total de RLU (x1 000) pour obtenir le résultat de CT		
	Négatif	Équivoque	Positif
CT uniquement	1 à < 25	25 à < 100	100 à < 4 500
CT et GC	1 à < 85	85 à < 250	250 à < 4 500
CT indéterminé	1 à < 85	85 à < 4 500	S.O.

Type cinétique	Total de RLU (x1 000) pour obtenir le résultat de GC		
	Négatif	Équivoque	Positif
GC uniquement	1 à < 60	60 à < 150	150 à < 4 500
GC et CT	1 à < 85	85 à < 250	250 à < 4 500
GC indéterminé	1 à < 85	85 à < 4 500	S.O.

### B. Résultats du contrôle de qualité et acceptabilité

Le contrôle positif CT/contrôle négatif GC et le contrôle positif GC/contrôle négatif CT font office de contrôles pour les étapes de capture de cible, d'amplification et de détection du test. Selon les recommandations ou les exigences en vigueur dans votre pays ou auprès des organismes d'accréditation, des contrôles supplémentaires pour la lyse cellulaire et la stabilisation de l'ARN peuvent être requis. Le contrôle positif CT/contrôle négatif GC sert de contrôle négatif pour tous les résultats de test GC. Le contrôle positif GC/contrôle négatif CT sert de contrôle négatif pour tous les résultats de test CT. Si on le souhaite, un double contrôle négatif fourni par l'utilisateur peut être ajouté pour surveiller le bruit de fond du test. La bonne préparation des échantillons se confirme visuellement par la présence d'un seul écouvillon de collecte Aptima dans un tube de transport d'échantillons sur écouvillon, ou par un volume final d'urine situé entre les lignes indicatrices noires d'un tube de transport d'échantillons d'urine, ou encore par l'absence d'un écouvillon dans le tube de transport d'échantillons Aptima pour les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt.

Les contrôles positifs doivent produire les résultats de test suivants :

Contrôle	Total de RLU (x1 000)	Résultat de CT	Résultat de GC
Contrôle positif CT/ contrôle négatif, GC	≥ 100 et < 3 000	Positif	Négatif
Contrôle positif GC/ contrôle négatif, CT	≥ 150 et < 3 000	Négatif	Positif

1. Le logiciel de test Aptima évalue automatiquement les contrôles selon les critères ci-dessus et les résultats apparaissent dans le rapport de résultats.
2. Si le Run Status (État de la série) indique FAIL (Échec), tous les résultats des tests d'une même série sont invalides et ne doivent pas être pris en compte.
3. Chaque laboratoire devra mettre en place des procédures de contrôle appropriées pour répondre aux exigences des réglementations CLIA.

**Remarque :** Consulter la section *Dépannage* ou appeler le Service technique de Hologic pour toute assistance avec des contrôles hors normes sur les DTS Systems.

4. L'un des paramètres du Tigris DTS System permet à chaque site de préciser une fréquence de « série encadrée de contrôles » où des jeux de contrôles supplémentaires peuvent être placés à des intervalles définis dans la liste de travail. Si ce paramètre est précisé, le Tigris DTS System exigera de placer un jeu de contrôles après le nombre défini d'échantillons de la série encadrée de contrôles. Le Tigris DTS System évalue automatiquement chacun des contrôles de la liste de travail en fonction des critères ci-dessus et invalide tous les échantillons dans la ou les séries encadrées de contrôles concernées si les critères de contrôle ne sont pas satisfaits. Consulter le *Manuel de l'utilisateur du Tigris DTS System* (Tigris DTS System Operator's Manual) pour de plus amples renseignements.
5. Les contrôles négatifs peuvent se révéler inefficaces pour surveiller la contamination aléatoire de transfert. Voir *Performance analytique du Tigris DTS System* pour consulter les résultats d'une étude analytique sur la contamination de transfert avec une valeur cible élevée qui a été effectuée pour démontrer le contrôle de la contamination de transfert sur le Tigris DTS System. Voir *Performance analytique du Panther System* pour consulter les résultats d'une étude analytique sur la contamination de transfert avec une valeur cible élevée qui a été effectuée pour démontrer le contrôle de la contamination de transfert sur le Panther System.

#### C. Contrôle de la préparation des échantillons (facultatif)

Le contrôle positif CT/contrôle négatif GC et le contrôle positif GC/contrôle négatif CT fournis dans le kit servent de contrôles aux étapes de capture de cible, d'amplification et de détection du test et doivent être inclus dans chaque série de test. Si on le souhaite, des contrôles de la lyse cellulaire et de la stabilisation de l'ARN dans un milieu de transport adéquat (solution PreservCyt, STM) peuvent être testés conformément aux recommandations ou aux exigences des organismes d'accréditation concernés ou encore selon les procédures particulières du laboratoire. Les échantillons positifs connus peuvent servir de contrôles s'ils sont préparés et testés avec des échantillons inconnus. Les échantillons utilisés comme contrôles de la préparation doivent être conservés, manipulés et testés conformément à la notice de test. Les contrôles de la préparation des échantillons doivent être interprétés de la même manière que celle recommandée pour les échantillons de patients. Voir *Interprétation du test — CQ/Résultats patients, Résultats des tests de patients*.

#### D. Résultats des tests de patients

1. Si les contrôles utilisés lors d'une série ne donnent pas les résultats attendus, les résultats des tests des échantillons des patients faisant partie de la même série ne doivent pas être validés.
2. Résultats des échantillons sur écouvillon, des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt et d'urine. (Consulter les remarques ci-dessous.)

## a. Résultats initiaux

CT Pos.	Positif pour l'ARNr de CT.
CT Nég.	Présumé négatif pour l'ARNr de CT.
CT Équiv.	L'échantillon devra être testé à nouveau.
GC Pos.	Positif pour l'ARNr de GC.
GC Nég.	Présumé négatif pour l'ARNr de GC.
GC Équiv.	L'échantillon devra être testé à nouveau.
Invalide	L'échantillon devra être testé à nouveau.

## b. Tester à nouveau les résultats

CT Pos.	Positif pour l'ARNr de CT.
CT Nég.	Présumé négatif pour l'ARNr de CT.
CT Équiv.	Indéterminé, un nouvel échantillon devra être collecté.
GC Pos.	Positif pour l'ARNr de GC.
GC Nég.	Présumé négatif pour l'ARNr de GC.
GC Équiv.	Indéterminé, un nouvel échantillon devra être collecté.
Invalide	Indéterminé, un nouvel échantillon devra être collecté.

*Remarques :*

- Il est conseillé d'examiner attentivement les données de performance pour interpréter les résultats du test Aptima Combo 2 pour les individus asymptomatiques ou tout individu venant d'une population à faible prévalence d'infection.
- Le premier résultat valide pour chaque analyte est celui qui doit être validé.
- Un résultat négatif n'exclut pas la présence d'une infection à CT ou à GC, étant donné que les résultats peuvent être affectés par la qualité de la collecte des échantillons, l'absence d'inhibiteurs et une quantité d'ARNr insuffisante pour être détectée. Les résultats des tests peuvent être affectés par une mauvaise collecte des échantillons, une mauvaise conservation des échantillons, une erreur technique ou une confusion entre échantillons.
- Comme c'est le cas avec toutes les méthodes sans culture, un échantillon positif obtenu sur un patient après un traitement thérapeutique ne peut pas être interprété comme indiquant la présence de CT ou de GC viables.
- Comme c'est le cas avec toutes les méthodes de test urinaire, un test d'urine négatif chez une patiente cliniquement soupçonnée d'infection à Chlamydia ou gonococcique n'exclut pas la présence de CT ou de GC dans l'appareil génito-urinaire. Dans ces situations, il est recommandé de tester un échantillon endocervical. De la même façon, un test d'urine négatif pour GC chez un sujet féminin a une valeur prédictive négative inférieure à celle du résultat d'un écouvillon endocervical.
- Le test d'un échantillon endocervical est recommandé pour les patientes chez qui l'examen clinique indique une infection à Chlamydia ou gonococcique. Si un échantillon pour frottis cervical et un échantillon endocervical sur écouvillon sont collectés, l'échantillon de frottis en milieu liquide PreservCyt doit être collecté avant l'échantillon endocervical sur écouvillon.

## Limites

- A. L'utilisation de ce test est réservée au personnel ayant été formé à la procédure. Le non-respect des instructions figurant dans cette notice peut donner lieu à des résultats erronés.
- B. Les substances interférentes suivantes (écouvillons pharyngés et rectaux) ont été évaluées sur le Panther System : médicament pour herpès labial, baumes à lèvres, antitussifs, pâtes à dents, rince-bouche, crème pour les hémorroïdes, laxatif, médicaments antidiarrhéiques, antiacides et matières fécales. Les données n'ont souligné aucune interférence de ces substances sur le test.
- C. Les effets de l'utilisation de tampons hygiéniques ou de toilettes vaginales et des variables de la collecte des échantillons n'ont pas été évalués pour la détection de CT ou de GC.
- D. La présence de mucus dans les échantillons endocervicaux n'interfère pas avec la détection de CT ou GC par le test Aptima Combo 2. Toutefois, afin d'assurer la collecte des cellules infectées par CT, les cellules épithéliales cylindriques tapissant la région endocervicale doivent être échantillonnées. Si l'excès de mucus n'est pas retiré, l'échantillonnage de ces cellules n'est pas assuré.
- E. Cette méthode a été testée en utilisant uniquement les échantillons suivants :
- Échantillons endocervicaux, vaginaux, urétraux masculins, pharyngés et rectaux collectés par un clinicien à l'aide d'un écouvillon
  - Échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt collectés par un clinicien
  - Échantillons vaginaux collectés par les patientes à l'aide d'un écouvillon
  - Échantillons d'urine féminins et masculins collectés par les patients
- F. Le rendement du test sur des échantillons autres que ceux collectés à l'aide des kits de collecte d'échantillons suivants n'a pas été évalué :
- Kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon unisexe Aptima pour échantillons endocervicaux féminins et urétraux masculins sur écouvillon
  - Kit de collecte d'urine Aptima pour échantillons d'urine masculins et féminins
  - Kit de prélèvement d'échantillons sur écouvillon multitest Aptima
  - Kit de transfert d'échantillons Aptima (à utiliser avec les échantillons gynécologiques collectés dans la solution PreservCyt)
- G. L'échantillonnage des échantillons d'urine, vaginaux sur écouvillon et de frottis en milieu liquide PreservCyt n'est pas destiné à remplacer les examens cervicaux et les échantillons endocervicaux dans le diagnostic des infections urogénitales chez la femme. Les patientes peuvent souffrir d'une cervicite, d'une urétrite, d'une infection urinaire ou d'une infection vaginale dues à d'autres causes ou à des infections parallèles par d'autres agents.
- H. Le test Aptima Combo 2 n'est pas prévu pour l'évaluation d'abus sexuels présumés ou à d'autres fins médico-légales. Pour les patients chez qui des résultats faussement positifs peuvent avoir un impact psychosocial défavorable, les CDC recommande d'effectuer un nouveau test (8).
- I. La fiabilité des résultats dépend de la qualité de la collecte des échantillons. Étant donné que le système de transport utilisé pour ce test ne permet pas l'évaluation microscopique de la qualité des échantillons, il est nécessaire que les cliniciens soient formés aux techniques de collecte d'échantillons appropriées. Consulter la notice du kit de collecte d'échantillons Hologic correspondante.

- J. L'échec ou la réussite d'une thérapie ne peut être déterminé par le test Aptima Combo 2 étant donné que les acides nucléiques peuvent persister après une thérapie antimicrobienne appropriée.
- K. Les résultats du test Aptima Combo 2 doivent être interprétés en conjonction avec les autres données de laboratoire et cliniques dont dispose le clinicien.
- L. Un résultat négatif n'exclut pas une éventuelle infection étant donné que les résultats dépendent de la qualité de la collecte de l'échantillon. Les résultats des tests peuvent être influencés par une collecte inadéquate des échantillons, une mauvaise conservation des échantillons, une erreur technique, une confusion entre échantillons ou des taux de cible inférieurs au seuil de détection du test.
- M. Le test Aptima Combo 2 fournit des résultats qualitatifs. Il n'est donc pas possible d'établir une corrélation entre l'intensité d'un signal de test positif et le nombre d'organismes dans un échantillon.
- N. Concernant les études cliniques des échantillons vaginaux, endocervicaux et urétraux masculins sur écouvillon, ainsi que les échantillons d'urine, les caractéristiques de performance de la détection de CT et de GC proviennent de populations à prévalence d'infections élevée. Des résultats positifs dans des populations à faible prévalence doivent être interprétés avec prudence sachant qu'il est plus probable d'obtenir un résultat faussement positif que vraiment positif.
- O. Concernant les études cliniques des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt, la performance du test Aptima Combo 2 dans la détection de CT et de GC provient essentiellement de populations à faible prévalence d'infections. Néanmoins, des résultats positifs dans des populations à faible prévalence doivent être interprétés avec prudence sachant qu'il est plus probable d'obtenir un résultat faussement positif que vraiment positif.
- P. Le rendement du kit de transfert d'échantillons Aptima n'a pas été évalué pour tester le même échantillon de frottis en milieu liquide PreservCyt avant et après le traitement du frottis avec le système ThinPrep.
- Q. Les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt traités avec des instruments autres que les processeurs ThinPrep 2000 ou ThinPrep 5000 n'ont pas été évalués pour être utilisés avec les tests Aptima.
- R. Les échantillons collectés par la patiente à l'aide d'un écouvillon vaginal offrent une option de dépistage chez les femmes lorsqu'un examen pelvien n'est pas autrement indiqué.
- S. L'utilisation d'échantillons collectés par le patient à l'aide d'un écouvillon vaginal, pharyngé et rectal est limitée aux centres de soins de santé où des conseils ou du soutien sont offerts pour expliquer les procédures et les précautions d'emploi.
- T. Le test Aptima Combo 2 n'a pas été validé pour être utilisé avec des échantillons collectés par des patients à domicile.
- U. Les performances du test Aptima Combo 2 n'ont pas été évaluées chez les adolescents de moins de 14 ans.
- V. Le rendement du Tigris DTS System n'a pas été déterminé à une altitude supérieure à 2 240 mètres (7 355 pieds). Des vérifications volumétriques ainsi que des études spécifiques au test supplémentaires seront effectuées avant le processus d'installation et d'acceptation ou dans le cadre de ce processus, pour les laboratoires situés à une altitude supérieure à 2 240 mètres (7 355 pieds).

- W. Le rendement du Panther System n'a pas été déterminé à une altitude supérieure à 2 000 mètres (6 561 pieds).
- X. Il ne semble pas y avoir de dégradation des acides nucléiques dans la solution PreservCyt. Si un échantillon de frottis en milieu liquide PreservCyt présente une faible quantité de matériel cellulaire de CT et de GC, il peut se produire une distribution irrégulière de ce matériel cellulaire. De même, lorsqu'on le compare à l'échantillonnage direct avec le STM Aptima, le volume additionnel de la solution PreservCyt donne une dilution plus importante du matériel échantillonné. Ces facteurs peuvent influencer la capacité à détecter une petite quantité d'organismes dans le matériel collecté. Si les résultats négatifs de l'échantillon ne correspondent pas à l'impression clinique, il pourrait être nécessaire d'utiliser un nouvel échantillon.
- Y. Les clients doivent valider indépendamment un processus de transfert LIS.

## Valeurs attendues pour les DTS Systems

### Prévalence

La prévalence d'infections à CT et/ou à GC dans les populations de patients dépend des facteurs de risque tels que l'âge, le sexe, la présence de symptômes, le type de clinique et la méthode de test. Un résumé de la prévalence de trois résultats d'infections à CT et à GC tels que déterminés par le test Aptima Combo 2 est indiqué dans les Tableaux 1a, 1b, et 1c pour trois études cliniques multicentriques par site clinique et de manière globale.

### Prévalence des infections à *C. trachomatis* et/ou à *N. gonorrhoeae* telle que déterminée par les résultats du test Aptima Combo 2 par site clinique

Tableau 1a : Échantillons endocervicaux et urétraux masculins sur écouvillon, et échantillons d'urine

Site	Prélèvement endocervical et urétral masculin % de prévalence (Nbre de positifs/Nbre testés)						Urine % de prévalence (Nbre de positifs/Nbre testés)					
	CT+/GC+		CT+/GC-		CT-/GC+		CT+/GC+		CT+/GC-		CT-/GC+	
1	10,0	(39/392)	12,8	(50/392)	14,5	(57/392)	8,4	(33/395)	12,9	(51/395)	13,9	(55/395)
2	7,0	(13/186)	12,9	(24/186)	6,5	(12/186)	5,3	(13/245)	13,9	(34/245)	8,6	(21/245)
3	10,4	(48/462)	22,9	(106/462)	14,3	(66/462)	10,3	(48/465)	20,9	(97/465)	12,7	(59/465)
4	3,3	(9/270)	12,2	(33/270)	7,0	(19/270)	3,3	(9/270)	11,5	(31/270)	6,7	(18/270)
5	1,9	(10/533)	8,4	(45/533)	2,3	(12/533)	2,1	(12/567)	9,4	(53/567)	1,8	(10/567)
6	6,3	(43/678)	12,8	(87/678)	16,2	(110/678)	5,9	(40/681)	10,9	(74/681)	13,5	(92/681)
7	4,4	(11/252)	8,7	(22/252)	21,8	(55/252)	4,1	(12/295)	9,2	(27/295)	18,0	(53/295)
<b>Tous</b>	<b>6,2</b>	<b>(173/2 773)</b>	<b>13,2</b>	<b>(367/2 773)</b>	<b>11,9</b>	<b>(331/2 773)</b>	<b>5,7</b>	<b>(167/2 918)</b>	<b>12,6</b>	<b>(367/2 918)</b>	<b>10,6</b>	<b>(308/2 918)</b>

Tableau 1b : Échantillons vaginaux collectés par la patiente à l'aide d'un écouvillon et échantillons vaginaux collectés par un clinicien à l'aide d'un écouvillon

Site	Échantillons vaginaux collectés par la patiente à l'aide d'un écouvillon % de prévalence (Nbre de positifs/Nbre testés)						Échantillons vaginaux collectés par un clinicien à l'aide d'un écouvillon % de prévalence (Nbre de positifs/Nbre testés)					
	CT+/GC+		CT+/GC-		CT-/GC+		CT+/GC+		CT+/GC-		CT-/GC+	
1	1,8	(4/220)	16,4	(36/220)	4,1	(9/220)	3	(7/230)	15,7	(36/230)	3,5	(8/230)
2	9,6	(19/198)	18,7	(37/198)	6,6	(13/198)	9,5	(19/199)	18,1	(36/199)	7	(14/199)
3	0,9	(1/111)	9	(10/111)	2,7	(3/111)	0,9	(1/113)	9,7	(11/113)	1,8	(2/113)
4	0,4	(1/266)	9	(24/266)	1,9	(5/266)	0,4	(1/267)	11,2	(30/267)	2,2	(6/267)
5	0,5	(1/199)	7,5	(15/199)	0,5	(1/199)	0,5	(1/199)	7	(14/199)	0,5	(1/199)
6	2,8	(8/290)	10	(29/290)	5,5	(16/290)	2	(6/296)	12,2	(36/296)	5,4	(16/296)
7	0	(0/102)	11,8	(12/102)	0	(0/102)	0	(0/102)	9,8	(10/102)	0	(0/102)
8	0	(0/48)	8,3	(4/48)	2,1	(1/48)	0	(0/51)	7,8	(4/51)	2	(1/51)
<b>Tous</b>	<b>2,4</b>	<b>(34/1 434)</b>	<b>11,6</b>	<b>(167/1 434)</b>	<b>3,3</b>	<b>(48/1 434)</b>	<b>2,4</b>	<b>(35/1 457)</b>	<b>12,1</b>	<b>(177/1 457)</b>	<b>3,3</b>	<b>(48/1 457)</b>

Tableau 1c : Échantillon de frottis en milieu liquide PreservCyt

Site	Frottis en milieu liquide PreservCyt % prévalence (Nbre de positifs/Nbre testés)		
	CT+/GC+	CT+/GC-	CT-/GC+
1	3,0 (3/100)	13,0 (13/100)	2,0 (2/100)
2	0 (0/124)	3,2 (4/124)	0,8 (1/124)
3	0,4 (2/475)	6,1 (29/475)	0,4 (2/475)
4	0,4 (1/287)	4,2 (12/287)	0 (0/287)
5	0 (0/297)	5,1 (15/297)	1,0 (3/297)
6	0 (0/364)	5,5 (20/364)	0,6 (2/364)
<b>TOUS</b>	<b>0,4 (6/1 647)</b>	<b>5,6 (93/1 647)</b>	<b>0,6 (10/1 647)</b>

Les prévalences de CT et de GC ont été calculées en utilisant les résultats du test Aptima Combo 2 de l'échantillon de frottis en milieu liquide PreservCyt.

### Valeurs prédictives positives et négatives des taux de prévalence hypothétiques en Amérique du Nord

Les valeurs prédictives positives et négatives (PPV et NPV) estimées pour différents taux de prévalence en utilisant le test Aptima Combo 2 sont indiquées dans les Tableaux 2 et 3 ci-dessous pour CT et GC respectivement. Ces calculs sont basés sur la prévalence hypothétique d'une sensibilité et d'une spécificité générales calculées d'après l'état d'infection des patients dans deux études cliniques multicentriques. La sensibilité et la spécificité générales à CT étaient respectivement de 96,1 % et 98,0 % (Tableau 2). La sensibilité et la spécificité générales à GC étaient respectivement de 97,8 % et 99,2 % (Tableau 3). Les VPP et VPN réelles calculées en utilisant les données des tests cliniques sont indiquées dans les Tableaux 6a et 10a (échantillons sur écouvillon et d'urine), Tableaux 6b et 10b (échantillons vaginaux sur écouvillon) et Tableaux 6c et 10c (échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt).

Tableau 2 : VPP et VPN hypothétiques pour CT

Taux de prévalence (%)	Sensibilité (%)	Spécificité (%)	Valeur prédictive positive (%)	Valeur prédictive négative (%)
1	96,1	98,0	33,1	100,0
2	96,1	98,0	50,0	99,9
5	96,1	98,0	72,0	99,8
10	96,1	98,0	84,5	99,6
15	96,1	98,0	89,6	99,3
20	96,1	98,0	92,4	99,0
25	96,1	98,0	94,2	98,7
30	96,1	98,0	95,4	98,3

Tableau 3 : VPP et VPN hypothétiques pour GC

Taux de prévalence (%)	Sensibilité (%)	Spécificité (%)	Valeur prédictive positive (%)	Valeur prédictive négative (%)
1	97,8	99,2	55,3	100,0
2	97,8	99,2	71,4	100,0
5	97,8	99,2	86,6	99,9
10	97,8	99,2	93,2	99,7
15	97,8	99,2	95,6	99,6
20	97,8	99,2	96,8	99,4
25	97,8	99,2	97,6	99,2
30	97,8	99,2	98,1	99,0

## **DTS Systems Performance clinique**

Consulter *Concordance des échantillons cliniques pour le Tigris DTS System* après le chapitre *Performance analytique des DTS Systems* pour connaître le rendement clinique spécifique au Tigris DTS System.

### **Résultats des études cliniques**

Le rendement du test Aptima Combo 2 sur les DTS Systems a été établi dans trois études cliniques multicentriques effectuées en Amérique du Nord. La première étude clinique multicentrique a évalué des échantillons endocervicaux et urétraux masculins collectés par des cliniciens à l'aide d'un écouvillon et des échantillons d'urine masculins et féminins provenant de 1 363 sujets masculins et 1 569 sujets féminins inscrits dans sept sites cliniques géographiquement répartis. La seconde étude clinique multicentrique a évalué des échantillons vaginaux collectés par la patiente et par un clinicien à l'aide d'un écouvillon chez 1 464 sujets féminins inscrits dans huit sites cliniques géographiquement répartis. La troisième étude clinique multicentrique a évalué les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt provenant de 1 647 sujets inscrits dans six sites cliniques. Lors des calculs de performance basés sur l'état des symptômes, les sujets ont été classés comme symptomatiques s'ils ont fait état d'écoulements, de dysuries, de douleurs pelviennes et d'autres symptômes de cet ordre. Les sujets ont été classés asymptomatiques s'ils n'ont fait état d'aucun symptôme.

### **Étude clinique des échantillons endocervicaux et urétraux masculins sur écouvillon et d'urine**

Dans l'étude clinique multicentrique des échantillons endocervicaux sur écouvillon, urétraux sur écouvillon et d'urine, 2 932 sujets masculins et féminins symptomatiques et asymptomatiques ayant consulté dans des cliniques pour ITS, des gynécologues/obstétriciens et des centres de planification familiale ont été inscrits dans l'étude. Jusqu'à trois écouvillons urétraux et un échantillon d'urine ont été collectés chez les sujets masculins et quatre écouvillons endocervicaux et un échantillon d'urine chez les sujets féminins. Pour les sujets masculins fournissant un écouvillon urétral, le test comprenait uniquement la culture de GC. Pour les sujets masculins fournissant trois écouvillons, les tests comprenaient la culture de GC, le test Aptima Combo 2 et des TAAN offerts sur le marché pour CT et GC. Les tests des écouvillons endocervicaux comprenaient le test Aptima Combo 2, deux TAAN offerts sur le marché pour CT, un TAAN offert sur le marché pour GC, et la culture de GC. L'écouvillon de culture de GC a été collecté en premier et l'ordre de collecte des écouvillons restants a été alterné pour minimiser les biais de prélèvement. L'urine a été testée avec le test Aptima Combo 2, deux TAAN offerts sur le marché pour CT, et un test amplifié pour GC offert sur le marché. Les tests d'amplification offerts sur le marché ont été utilisés comme tests de référence dans l'étude clinique du test Aptima Combo 2.

Tous les calculs de performance étaient basés sur le nombre total d'échantillons endocervicaux et urétraux masculins sur écouvillon et d'échantillons d'urine masculins et féminins du test Aptima Combo 2 comparés à un algorithme de l'état d'infection des patients pour chacun des deux sexes. Dans chaque algorithme spécifique au sexe, la désignation d'un sujet comme étant infecté, non infecté, ou avec résultats non concluants se basait sur les résultats combinés des écouvillons endocervicaux et urétraux masculins du TAAN de référence et des échantillons d'urine. Concernant l'état d'infection à CT, deux résultats positifs avec un TAAN de référence de toute forme de combinaison d'écouvillon et d'échantillon d'urine désignaient le sujet comme étant infecté. Si tous les résultats du test de référence étaient négatifs, le sujet était désigné comme non infecté. Si un seul résultat était positif, le sujet était désigné comme non concluant. Concernant l'état d'infection à GC, une

culture positive, ou des résultats d'écouvillon ou d'urine positifs avec le test amplifié de référence, désignait le sujet comme étant infecté. Une culture négative accompagnée d'un seul résultat positif avec le test amplifié de référence donnait lieu à un état non concluant. Si tous les résultats du test de référence étaient négatifs, le sujet était désigné comme non infecté. Les Tableaux 7a, 7b, 7c, 8, 11a, 11b, 11c, et 12 résument la fréquence des résultats du test pour les deux TAAN de référence et le test Aptima Combo 2 chez les sujets de l'étude clinique.

Les résultats du test Aptima Combo 2 pour les échantillons endocervicaux et urétraux masculins collectés par des cliniciens à l'aide d'un écouvillon, ainsi que les échantillons d'urine masculins et féminins, ont été comparés à l'algorithme de l'état d'infection des patients pour déterminer la sensibilité, la spécificité et les valeurs prédictives. Au total, 15 661 résultats de test CT et 14 144 de test GC ont été utilisés dans l'analyse de données. La sensibilité et la spécificité à CT par sexe, type d'échantillon et état des symptômes sont présentées dans le Tableau 5a. Le Tableau 6a indique la sensibilité, la spécificité et les valeurs prédictives pour CT du test Aptima Combo 2 selon l'état d'infection des patients pour chaque site clinique et dans l'ensemble. La sensibilité et la spécificité de détection de GC par sexe, type d'échantillon et état des symptômes sont présentées dans le Tableau 9a. Le Tableau 10a indique la sensibilité, la spécificité et les valeurs prédictives pour GC du test Aptima Combo 2 selon l'état d'infection des patients pour chaque site clinique et dans l'ensemble. Les échantillons positifs avec le test Aptima Combo 2 et avec un état d'infection des patients négatif (c.-à-d. faussement positifs en apparence) ont été testés avec d'autres tests d'amplification Hologic pour CT et GC. Ces tests amplifient des séquences de CT et de GC qui sont différentes de celles amplifiées avec le test Aptima Combo 2. Les tests ont été effectués sur un échantillon à la fois (c.-à-d. pas nécessairement sur des échantillons sur écouvillon et d'urine associés) et les résultats des tests d'amplification de remplacement n'ont pas été utilisés pour changer les catégories initiales des patients (Tableaux 5a et 9a).

L'effet du sang a été évalué dans les échantillons endocervicaux sur écouvillon pour établir la performance des tests CT et GC. Sur les 2 454 échantillons dont la performance CT a été évaluée, 234 (9,5 %) étaient teintés de sang. Sur les 2 829 échantillons dont la performance GC a été évaluée, 247 (8,7 %) étaient teintés de sang. La performance du test aussi bien pour CT que pour GC n'a pas été statistiquement différente pour les échantillons teintés de sang que pour ceux qui ne l'étaient pas. On trouvera des renseignements supplémentaires sur les tests de détection du sang dans la section *Substances interférentes*.

La performance du test avec des échantillons endocervicaux sur écouvillon et d'urine chez les femmes enceintes a été évaluée lors de l'étude clinique. Pour CT, la sensibilité des échantillons endocervicaux sur écouvillon et d'urine a été respectivement de 100 % (8/8) et de 100 % (8/8). La spécificité des échantillons endocervicaux sur écouvillon et d'urine a été respectivement de 95,8 % (23/24) et de 100 % (24/24). Pour GC, la sensibilité des échantillons endocervicaux sur écouvillon et d'urine a été respectivement de 100 % (8/8) et de 100 % (8/8). La spécificité des échantillons endocervicaux sur écouvillon et d'urine a été respectivement de 100 % (26/26) et de 100 % (26/26).

Sur les 11 406 résultats des tests Aptima Combo 2 de cette étude clinique multicentrique, trois résultats pour CT et neuf pour GC étaient équivoques sur les tests successifs et ont été exclus de l'analyse. Un échantillon était invalide pour les résultats CT et GC et a été exclu de l'étude.

## Étude clinique des échantillons vaginaux sur écouvillon

Dans l'étude clinique multicentrique des écouvillons vaginaux, 1 464 sujets féminins symptomatiques et asymptomatiques se rendant dans des centres pour ITS, chez des gynécologues/obstétriciens, dans des cliniques pour adolescents et des centres de planification familiale, ont été évalués lors de l'étude clinique. Sur les 646 sujets asymptomatiques participant à l'étude, deux avaient moins de 16 ans, 158 avaient entre 16 et 20 ans, 231 avaient entre 21 et 25 ans et 255 avaient plus de 25 ans. Sur les 818 sujets symptomatiques participant à l'étude, 160 avaient entre 16 et 20 ans, 324 avaient entre 21 et 25 ans et 334 avaient plus de 25 ans. Cinq échantillons ont été collectés chez chaque sujet admissible : un échantillon d'urine, un échantillon vaginal collecté par la patiente à l'aide d'un écouvillon, un échantillon vaginal collecté par un clinicien à l'aide d'un écouvillon et deux échantillons endocervicaux aléatoires sur écouvillon. Les résultats du test Aptima Combo 2 ont été obtenus à partir des deux échantillons vaginaux sur écouvillon, d'un des échantillons endocervicaux sur écouvillon, et d'une aliquote de l'échantillon d'urine. Le deuxième échantillon endocervical sur écouvillon et la deuxième aliquote de l'échantillon d'urine ont été testés en utilisant un autre TAAN pour CT offert sur le marché ainsi qu'un autre TAAN pour GC offert sur le marché. Les échantillons endocervicaux sur écouvillon et d'urine testés avec le test Aptima Combo 2 ainsi que les autres TAAN offerts sur le marché ont été utilisés comme TAAN de référence pour déterminer l'état d'infection de chaque sujet de l'étude clinique des échantillons vaginaux sur écouvillon. L'analyse des échantillons a été effectuée soit sur le site d'inscription des sujets, soit dans un site d'analyse externe.

Tous les calculs de performance étaient basés sur le nombre total des résultats du test Aptima Combo 2 pour les échantillons vaginaux collectés par des patientes et par des cliniciens à l'aide d'un écouvillon comparés à l'algorithme de l'état d'infection d'un patient. Au total, 2 073 résultats de test CT et 2 073 résultats de test d'écouvillon vaginaux ont été utilisés dans l'analyse de données. Dans l'algorithme, la désignation d'un sujet comme étant infecté ou non infecté par CT ou GC était basée sur les résultats des échantillons endocervicaux sur écouvillon ou d'urine du test Aptima Combo 2 offert sur le marché ainsi que de l'autre TAAN offert sur le marché. Les sujets étaient considérés infectés par CT ou par GC si deux des quatre échantillons endocervicaux sur écouvillon et d'urine étaient positifs avec le test Aptima Combo 2 et l'autre TAAN de référence (un échantillon testant positif dans chaque TAAN). Les sujets étaient considérés non infectés si moins de deux résultats de TAAN de référence étaient positifs. Les Tableaux 7b et 11b résument le nombre des résultats de sujets symptomatiques et asymptomatiques désignés comme infectés ou non infectés respectivement par CT ou GC, selon l'algorithme de l'état d'infection des patients. Pour cette étude clinique, deux TAAN offerts sur le marché ont été utilisés afin de déterminer l'état d'infection à GC. La culture n'a pas été utilisée comme test de référence du fait que le test Aptima Combo 2 a déjà été évalué par rapport à cette culture avec d'autres types d'échantillons (consulter *Étude clinique des échantillons endocervicaux et urétraux masculins sur écouvillon et d'urine* pour de plus amples détails).

La sensibilité et la spécificité à CT par sexe, type d'échantillon et état des symptômes sont présentées dans le Tableau 5b. Le Tableau 6b indique la sensibilité, la spécificité et les valeurs prédictives pour CT du test Aptima Combo 2 selon l'état d'infection des patients pour chaque site clinique et dans l'ensemble. La sensibilité et la spécificité de détection de GC par sexe, type d'échantillon et état des symptômes sont présentées dans le Tableau 9b. Le Tableau 9b indique la sensibilité, la spécificité et les valeurs prédictives pour GC du test Aptima Combo 2 selon l'état d'infection des patients pour chaque site clinique et dans l'ensemble. Les échantillons pour lesquels le test Aptima Combo 2 était positif alors que l'état d'infection du patient était négatif (c.-à-d. a priori des faux positifs) ont été analysés par des tests TMA de remplacement pour CT et GC; les séquences cibles de ces tests TMA de

remplacement étaient distinctes de celles ciblées par le test Aptima Combo 2. Les résultats des tests TMA de remplacement n'ont pas été utilisés pour changer les catégories initiales des patients (Tableaux 5b et 9b).

Sur les 1 464 sujets inscrits, 13 sujets avaient un état d'infection à CT inconnu et 14 sujets un état d'infection à GC inconnu. Les sujets ont été désignés comme ayant un état d'infection inconnu si des résultats incomplets empêchaient de déterminer de manière concluante leur état d'infection. Les résultats obtenus auprès de ces sujets n'ont été inclus dans aucun des calculs de performance. Sur les 5 782 résultats d'écouvillons vaginaux du test Aptima Combo 2 de l'étude clinique multicentrique, seul un faible pourcentage (28,05 %) d'échantillons vaginaux sur écouvillon a initialement donné des résultats de test invalides ou équivoques pour CT ou GC. Lors des tests de répétition, seulement trois résultats CT et deux résultats GC étaient équivoques et ont été exclus de l'analyse. Aucun échantillon n'a donné un résultat invalide lors des tests de répétition.

### Étude clinique des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt

Une étude clinique prospective multicentrique a été effectuée pour évaluer l'utilisation de la solution PreservCyt (un composant du ThinPrep 2000 System) comme milieu de remplacement pour les échantillons gynécologiques dans la détection de CT et de GC. Mille six cent quarante-sept (1 647) sujets féminins symptomatiques et asymptomatiques se rendant chez des gynécologues/obstétriciens, des centres de planification familiale, des dispensaires, et des cliniques pour femmes et pour ITS, ont été évalués lors de l'étude clinique. Sur les 1 647 sujets évaluables, 1 288 étaient des sujets asymptomatiques et 359 des sujets symptomatiques. Les sujets ont été inscrits dans des sites où la prévalence de CT s'échelonnait de 3,2 % à 14,0 %, et de 0,0 % à 5,0 % pour GC. Deux échantillons ont été collectés chez chaque sujet admissible : un frottis en milieu liquide PreservCyt et un échantillon endocervical sur écouvillon. Les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt ont été traités conformément au *Manuel de l'utilisateur du processeur ThinPrep 2000 (ThinPrep 2000 Processor Operator's Manual)* et à la notice du kit de transfert d'échantillons Aptima. Après traitement de l'échantillon de frottis en milieu liquide PreservCyt avec le processeur ThinPrep 2000, l'échantillon a été transféré dans le kit de transfert d'échantillons Aptima pour être testé à l'aide du test Aptima Combo 2. Les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt et les échantillons endocervicaux sur écouvillon ont été testés à l'aide du test Aptima Combo 2.

La sensibilité et la spécificité des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt ont été calculées en comparant les résultats à un algorithme de l'état d'infection des patients. Dans l'algorithme, la désignation d'un sujet comme étant infecté ou non infecté par CT ou GC était basée sur les résultats des échantillons endocervicaux sur écouvillon ou d'urine de deux TAAN offerts sur le marché (Tableaux 7c et 11c). Concernant CT, les TAAN de référence comprenaient le test Aptima Combo 2 et le test Aptima CT. Concernant GC, les TAAN de référence comprenaient le test Aptima Combo 2 et le test Aptima GC. Des résultats positifs aux deux TAAN de référence étaient nécessaires pour établir l'*infection* du patient. Le patient était jugé *non infecté* en cas de discordance ou de résultats négatifs avec les deux TAAN de référence.

La sensibilité et la spécificité de détection de CT des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt testés avec le test Aptima Combo 2 sont présentées par état des symptômes et pour l'ensemble dans le Tableau 5c. Concernant CT, la sensibilité a été de 96,7 % (87/90) sur l'ensemble. Chez les sujets symptomatiques et asymptomatiques, la sensibilité était respectivement de 96,7 % (29/30) et 96,7 % (58/60). La spécificité globale de CT des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt était de 99,2 % (1545/1557). Chez les sujets symptomatiques et asymptomatiques, la spécificité était respectivement de 98,5 %

(324/329) et 99,4 % (1 221/1 228). Le Tableau 6c donne les valeurs de spécificité et de sensibilité du test Aptima Combo 2 pour CT dans les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt pour chaque site clinique et dans l'ensemble. Concernant CT, la sensibilité s'échelonnait de 92,9 % à 100 %. La spécificité s'échelonnait de 97,7 % à 100 %.

La sensibilité et la spécificité de détection de GC des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt testés avec le test Aptima Combo 2 sont présentées par état des symptômes et pour l'ensemble dans le Tableau 9c. Concernant GC, la spécificité globale était de 92,3 % (12/13). Chez les sujets symptomatiques et asymptomatiques, la sensibilité était respectivement de 100 % (7/7) et 83,3 % (5/6). La spécificité globale de GC des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt était de 99,8 % (1 630/1 634). Chez les sujets symptomatiques et asymptomatiques, la spécificité était respectivement de 100 % (352/352) et 99,7 % (1278/1282). Le Tableau 10c donne les valeurs de spécificité et de sensibilité du test Aptima Combo 2 pour GC dans les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt pour chaque site clinique et dans l'ensemble. Concernant GC, la sensibilité s'échelonnait de 80,0 % à 100 %. La spécificité s'échelonnait de 99,0 % à 100 %.

La distribution par site clinique des dispositifs d'échantillonnage cervical de cette étude clinique est résumée dans le Tableau 4.

*Tableau 4 : Résumé concernant les dispositifs d'échantillonnage cervical utilisés dans l'étude des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt*

Dispositif d'échantillonnage cervical	Site clinique de collecte						Total
	1	2	3	4	5	6	
Spatule/cytobrosse	0	124	475	287	57	364	1 307
Dispositif endocervical de type balai	100	0	0	0	240	0	340

## Tableaux de performance pour Chlamydia trachomatis

Sensibilité et spécificité à *C. trachomatis*

Tableau 5a : Échantillons du test Aptima Combo 2 comparés au statut des patients infectés

Échantillon	État des symptômes	N	TP	FP <sup>a</sup>	TN	FN	Sensibilité (IC à 95 %)	Spécificité (IC à 95 %)	
Homme	Écouvillon	Symptomatique	676	190	15 <sup>a</sup>	464	7	96,4 % (92,8–98,6)	96,9 % (94,9–98,2)
		Asymptomatique	388	70	5 <sup>b</sup>	309	4	94,6 % (86,7–98,5)	98,4 % (96,3–99,5)
		Tous <sup>1</sup>	1 065	260	20 <sup>c</sup>	774	11	95,9 % (92,9–98,0)	97,5 % (96,1–98,5)
	Urine	Symptomatique	694	199	8 <sup>d</sup>	484	3	98,5 % (95,7–99,7)	98,4 % (96,8–99,3)
		Asymptomatique	400	77	4 <sup>e</sup>	316	3	96,3 % (89,4–99,2)	98,8 % (96,8–99,7)
		Tous <sup>1</sup>	1 095	276	12 <sup>f</sup>	801	6	97,9 % (95,4–99,2)	98,5 % (97,4–99,2)
Femme	Écouvillon	Symptomatique	819	133	22 <sup>g</sup>	653	11	92,4 % (86,7–96,1)	96,7 % (95,1–97,9)
		Asymptomatique	569	61	6 <sup>h</sup>	501	1	98,4 % (91,3–100)	98,8 % (97,4–99,6)
		Tous <sup>2</sup>	1 389	195	28 <sup>i</sup>	1 154	12	94,2 % (90,1–97,0)	97,6 % (96,6–98,4)
	Urine	Symptomatique	821	136	8 <sup>j</sup>	668	9	93,8 % (88,5–97,1)	98,8 % (97,7–99,5)
		Asymptomatique	569	60	5 <sup>k</sup>	502	2	96,8 % (88,8–99,6)	99,0 % (97,7–99,7)
		Tous <sup>2</sup>	1 391	197	13 <sup>l</sup>	1 170	11	94,7 % (90,7–97,3)	98,9 % (98,1–99,4)
Total	Écouvillon	Symptomatique	1 495	323	37 <sup>m</sup>	1 117	18	94,7 % (91,8–96,8)	96,8 % (95,6–97,7)
		Asymptomatique	957	131	11 <sup>n</sup>	810	5	96,3 % (91,6–98,8)	98,7 % (97,6–99,3)
		Tous <sup>3</sup>	2 454	455	48 <sup>o</sup>	1 928	23	95,2 % (92,9–96,9)	97,6 % (96,8–98,2)
	Urine	Symptomatique	1 515	335	16 <sup>p</sup>	1 152	12	96,5 % (94,0–98,2)	98,6 % (97,8–99,2)
		Asymptomatique	969	137	9 <sup>q</sup>	818	5	96,5 % (92,0–98,8)	98,9 % (97,9–99,5)
		Tous <sup>3</sup>	2 486	473	25 <sup>r</sup>	1 971	17	96,5 % (94,5–98,0)	98,7 % (98,2–99,2)

TP = vrai positif, FP = faux positif, TN = vrai négatif, FN = faux négatif, IC = intervalle de confiance.

<sup>1</sup>Comprend 1 sujet masculin chez qui aucun symptôme n'a été signalé.

<sup>2</sup>Comprend 1 sujet féminin chez qui aucun symptôme n'a été signalé.

<sup>3</sup>Comprend 1 sujet masculin et 1 sujet féminin chez qui aucun symptôme n'a été signalé.

<sup>4</sup>Les résultats du test TMA de remplacement pour CT représentent le nbre de résultats positifs/le nbre d'échantillons testés : <sup>a</sup>11/14, <sup>b</sup>3/5, <sup>c</sup>14/19, <sup>d</sup>4/8, <sup>e</sup>0/4, <sup>f</sup>4/12, <sup>g</sup>18/22, <sup>h</sup>4/6, <sup>i</sup>22/28, <sup>j</sup>2/8, <sup>k</sup>1/5, <sup>l</sup>3/13, <sup>m</sup>29/36, <sup>n</sup>7/11, <sup>o</sup>36/47, <sup>p</sup>6/16, <sup>q</sup>1/9, et <sup>r</sup>7/25.

Tableau 5b : Échantillons vaginaux sur écouvillon du test Aptima Combo 2 comparés à l'état d'infection des patients

Échantillon	État des symptômes	N	TP	FP <sup>1</sup>	TN	FN	Sensibilité (IC à 95 %)	Spécificité (IC à 95 %)	
Collecté par la patiente	Écouvillon vaginal	Asymptomatique	628	60	18 <sup>a</sup>	549	1	98,4 % (91,2–100)	96,8 % (95,0–98,1)
		Symptomatique	809	111	25 <sup>b</sup>	669	4	96,5 % (91,3–99,0)	96,4 % (94,7–97,7)
Collecté par un clinicien	Écouvillon vaginal	Asymptomatique	636	59	16 <sup>c</sup>	559	2	96,7 % (88,7–99,6)	97,2 % (95,5–98,4)
		Tous	1 445	170	41 <sup>d</sup>	1 228	6	96,6 % (92,7–98,7)	96,8 % (95,6–97,7)

TP = vrai positif, FP = faux positif, TN = vrai négatif, FN = faux négatif, IC = intervalle de confiance.

<sup>1</sup>Les résultats du test TMA d'amplification de remplacement pour CT représentent le nbre de résultats positifs/le nbre d'échantillons testés : <sup>a</sup>15/18, <sup>b</sup>17/25, <sup>c</sup>15/16, et <sup>d</sup>32/41.

Tableau 5c : Comparaison des échantillons PreservCyt du test Aptima Combo 2 à l'état d'infection des patients

État des symptômes	Résultats AC2/CT PreservCyt	Résultats				Sensibilité (IC à 95 %)	Spécificité (IC à 95 %)
		+/+	+/-	-/+	-/-		
Asymptomatique	Positif	58	1	0	6	96,7 % (88,5–99,6)	99,4 % (98,8–99,8)
	Négatif	2	1	12	1 208		
	Total	60	2	12	1 214		
Symptomatique	Positif	29	0	0	5	96,7 % (82,8–99,9)	98,5 % (96,5–99,5)
	Négatif	1	3	4	317		
	Total	30	3	4	322		
Tous	Positif	87	1	0	11	96,7 % (90,6–99,3)	99,2 % (98,7–99,6)
	Négatif	3	4	16	1 525		
	Total	90	5	16	1 536		

CI = intervalle de confiance.

+/+ = Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test ACT.

+/- = Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test ACT.

-/+ = Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test ACT.

-/- = Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test ACT.

Performance pour *C. trachomatis* par site clinique

Tableau 6a : Comparaison des échantillons du test Aptima Combo 2 à l'état d'infection des patients

Échantillon	Site	N	TP	FP	TN	FN	Prév. (%)	Sensibilité (IC à 95 %)	Spécificité (IC à 95 %)	VPP (%)	VPN (%)	
Homme	Écouvillon	1	157	35	6	115	1	22,9	97,2 % (85,5–99,9)	95,0 % (89,5–98,2)	85,4	99,1
		2	93	19	2	72	0	20,4	100 % (82,4–100)	97,3 % (90,6–99,7)	90,5	100
		3	248	76	5	165	2	31,5	97,4 % (91,0–99,7)	97,1 % (93,3–99,0)	93,8	98,8
		4	51	12	1	38	0	23,5	100 % (73,5–100)	97,4 % (86,5–99,9)	92,3	100
		5	138	24	0	113	1	18,1	96,0 % (79,6–99,9)	100 % (96,8–100)	100	99,1
		6	353	74	6	268	5	22,4	93,7 % (85,8–97,9)	97,8 % (95,3–99,2)	92,5	98,2
		7	25	20	0	3	2	88,0*	90,9 % (70,8–98,9)	100 % (29,2–100)	100	60,0
		TOUS	1 065	260	20	774	11	25,4	95,9 % (92,9–98,0)	97,5 % (96,1–98,5)	92,9	98,6
Homme	Urine	1	157	35	6	115	1	22,9	97,2 % (85,5–99,9)	95,0 % (89,5–98,2)	85,4	99,1
		2	96	22	1	73	0	22,9	100 % (84,6–100)	98,6 % (92,7–100)	95,7	100
		3	249	78	2	169	0	31,3	100 % (95,4–100)	100 % (95,8–99,9)	97,5	100
		4	51	12	0	39	0	23,5	100 % (73,5–100)	98,8 % (91,0–100)	100	100
		5	162	31	2	129	0	19,1	100 % (88,8–100)	98,5 % (94,6–99,8)	93,9	100
		6	353	74	1	273	5	22,4	93,7 % (85,8–97,9)	99,6 % (98,0–100)	98,7	98,2
		7	27	24	0	3	0	88,9*	100 % (85,8–100)	100 % (29,2–100)	100	100
		TOUS	1 095	276	12	801	6	25,8	97,9 % (95,4–99,2)	98,5 % (97,4–99,2)	95,8	99,3
Femme	Écouvillon	1	150	34	4	110	2	24,0	94,4 % (81,3–99,3)	96,5 % (91,3–99,0)	89,5	98,2
		2	81	11	1	68	1	14,8	91,7 % (61,5–99,8)	98,6 % (92,2–100)	91,7	98,6
		3	184	51	13	114	6	31,0	89,5 % (78,5–96,0)	89,8 % (83,1–94,4)	79,7	95,0
		4	196	27	2	167	0	13,8	100 % (87,2–100)	98,8 % (95,8–99,9)	93,1	100
		5	370	27	1	341	1	7,6	96,4 % (81,7–99,9)	99,7 % (98,4–100)	96,4	99,7
		6	274	35	7	230	2	13,5	94,6 % (81,8–99,3)	97,0 % (94,0–98,8)	83,3	99,1
		7	134	10	0	124	0	7,5	100 % (69,2–100)	100 % (97,1–100)	100	100
		TOUS	1 389	195	28	1 154	12	14,9	94,2 % (90,1–97,0)	97,6 % (96,6–98,4)	87,4	99,0
Femme	Urine	1	150	34	4	110	2	24,0	94,4 % (81,3–99,3)	96,5 % (91,3–99,0)	89,5	98,2
		2	81	12	1	68	0	14,8	100 % (73,5–100)	98,6 % (92,2–100)	92,3	100
		3	185	54	3	125	3	30,8	94,7 % (85,4–98,9)	97,7 % (93,3–99,5)	94,7	97,7
		4	196	24	2	167	3	13,8	88,9 % (70,8–97,6)	98,8 % (95,8–99,9)	92,3	98,2
		5	369	28	2	338	1	7,9	96,6 % (82,2–99,9)	99,4 % (97,9–99,9)	93,3	99,7
		6	276	35	1	238	2	13,4	94,6 % (81,8–99,3)	99,6 % (97,7–100)	97,2	99,2
		7	134	10	0	124	0	7,5	100 % (69,2–100)	100 % (97,1–100)	100	100
		TOUS	1 391	197	13	1 170	11	15,0	94,7 % (90,7–97,3)	98,9 % (98,1–99,4)	93,8	99,1

TP = vrai positif, FP = faux positif, TN = vrai négatif, FN = faux négatif, Prév. = prévalence, IC = intervalle de confiance, VPP = valeur prédictive positive, VPN = valeur prédictive négative.

\*Prévalence surestimée due au fait que la collecte initiale s'est limitée au dépistage des sujets symptomatiques.

Tableau 6b : Échantillons vaginaux sur écouvillon du test Aptima Combo 2 comparés à l'état d'infection des patients

Échantillon	Site	N	TP	FP	TN	FN	Prév. (%)	Sensibilité (IC à 95 %)	Spécificité (IC à 95 %)	VPP (%)	VPN (%)	
Collecté par la patiente	Écouvillon vaginal	1	70	14	3	53	0	20,0	100 % (76,8–100)	94,6 % (85,1–98,9)	82,4	100
		2	45	13	3	29	0	28,9	100 % (75,3–100)	90,6 % (75,0–98,0)	81,3	100
		3	45	4	2	39	0	8,9	100 % (39,8–100)	95,1 % (83,5–99,4)	66,7	100
		4	152	6	3	142	1	4,6	85,7 % (42,1–99,6)	99,7 % (94,1–99,6)	66,7	99,3
		5	130	7	3	120	0	5,4	100 % (59,0–100)	97,6 % (93,0–99,5)	70,0	100
		6	75	8	2	65	0	10,7	100 % (63,1–100)	97,0 % (89,6–99,6)	80,0	100
		7	68	5	1	62	0	7,4	100 % (47,8–100)	98,4 % (91,5–100)	83,3	100
		8	43	3	1	39	0	7,0	100 % (29,2–100)	97,5 % (86,8–99,9)	75,0	100
		TOUS	628	60	18	549	1	9,7	98,4 % (91,2–100)	96,8 % (95,0–98,1)	76,9	99,8
Collecté par un clinicien	Écouvillon vaginal	1	227	34	9	182	2	15,9	94,4 % (81,3–99,3)	95,3 % (91,2–97,8)	79,1	98,9
		2	196	50	5	139	2	26,5	96,2 % (86,8–99,5)	96,5 % (92,1–98,9)	90,9	98,6
		3	113	9	3	101	0	8,0	100 % (66,4–100)	97,1 % (91,8–99,4)	75,0	100
		4	262	19	11	231	1	7,6	95,0 % (75,1–99,9)	95,5 % (92,0–97,7)	63,3	99,6
		5	199	13	2	184	0	6,5	100 % (75,3–100)	98,9 % (96,2–99,9)	86,7	100
		6	296	33	9	254	0	11,1	100 % (89,4–100)	96,6 % (93,6–98,4)	78,6	100
		7	102	9	1	91	1	9,8	90,0 % (55,5–99,7)	98,9 % (94,1–100)	90,0	98,9
		8	50	3	1	46	0	6,0	100 % (29,2–100)	97,9 % (88,7–99,9)	75,0	100
		TOUS	1 445	170	41	1 228	6	12,2	96,6 % (92,7–98,7)	96,8 % (95,6–97,7)	80,6	99,5

TP = vrai positif, FP = faux positif, TN = vrai négatif, FN = faux négatif, Prév. = prévalence, IC = intervalle de confiance, VPP = valeur prédictive positive, VPN = valeur prédictive négative, IC = intervalle de confiance, VPP = valeur prédictive positive, VPN = valeur prédictive négative.

Tableau 6c : Comparaison des échantillons PreservCyt du test Aptima Combo 2 à l'état d'infection des patients

Site	Résultats AC2/CT PreservCyt	+/+	+/-	-/+	-/-	Prév. (%)	Sensibilité (IC à 95 %)	Spécificité (IC à 95 %)	VPP (%)	VPN (%)
1	Positif	14	0	0	2	14,0	100 % (76,8–100)	97,7 % (91,9–99,7)	87,5	100
	Négatif	0	0	1	83					
	Total	14	0	1	85					
2	Positif	4	0	0	0	3,2	100 % (39,8–100)	100 % (97,0–100)	100	100
	Négatif	0	0	2	118					
	Total	4	0	2	118					
3	Positif	29	0	0	2	6,5	93,5 % (78,6–99,2)	99,5 % (98,4–99,9)	93,5	99,5
	Négatif	2	0	2	440					
	Total	31	0	2	442					
4	Positif	8	1	0	4	2,8	100 % (63,1–100)	98,2 % (95,9–99,4)	61,5	100
	Négatif	0	2	1	271					
	Total	8	3	1	275					
5	Positif	13	0	0	2	4,7	92,9 % (66,1–99,8)	99,3 % (97,5–99,9)	86,7	99,6
	Négatif	1	1	4	276					
	Total	14	1	4	278					
6	Positif	19	0	0	1	5,2	100 % (82,4–100)	99,7 % (98,4–100)	95,0	100
	Négatif	0	1	6	337					
	Total	19	1	6	338					
Tous	Positif	87	1	0	11	5,5	96,7 % (90,6–99,3)	99,2 % (98,7–99,6)	87,9	99,8
	Négatif	3	4	16	1 525					
	Total	90	5	16	1 536					

Prév. = prévalence, IC = intervalle de confiance, VPP = valeur prédictive positive, VPN = valeur prédictive négative.

+/+ = Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test ACT.

+/- = Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test ACT.

-/+ = Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test ACT.

-/- = Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test ACT.

Analyse de *Chlamydia trachomatis* pour l'état d'infection de patientes

Tableau 7a : Écouvillon endocervical et échantillon d'urine

État d'infection de la patiente	TAAN 1		TAAN 2		Test Aptima Combo 2		État des symptômes	
	FU	FS	FU	FS	FU	FS	Symptomatique	Asymptomatique
Infectée	S.O.	S.O.	+	+	+	+	1	0
Infectée	S.O.	+	S.O.	+	+	+	1	0
Infectée	S.O.	+	+	+	-	+	0	1
Infectée	-	+	S.O.	+	-	+	1	0
Infectée	-	+	-	+	-	+	4	0
Infectée	-	+	-	+	+	+	6	1
Infectée	-	+	+	+	-	+	1	0
Infectée	-	+	+	+	+	+	7	3
Infectée	+	S.O.	+	+	+	+	1	0
Infectée	+	-	S.O.	+	+	-	1	0
Infectée	+	-	+	-	-	-	1	0
Infectée	+	-	+	-	+	-	7	1
Infectée	+	-	+	-	+	+	2	1
Infectée	+	-	+	+	+	-	1	0
Infectée	+	-	+	+	+	+	3	3
Infectée	+	+	S.O.	+	+	+	6	2
Infectée	+	+	-	S.O.	+	+	1	0
Infectée	+	+	-	+	+	+	7	3
Infectée	+	+	+	S.O.	+	+	1	0
Infectée	+	+	+	-	+	+	2	2
Infectée	+	+	+	+	-	-	1	0
Infectée	+	+	+	+	-	+	1	1
Infectée	+	+	+	+	+	S.O.	1	0
Infectée	+	+	+	+	+	+	88	44
Non infectée	-	-	-	-	S.O.	-	1	1
Non infectée	-	-	-	-	-	S.O.	2	1
Non infectée	-	-	-	-	-	-	648	497
Non infectée	-	-	-	-	-	+	18	4
Non infectée	-	-	-	-	+	-	4	3
Non infectée	-	-	-	-	+	+	4	2
Total							822	570

FU = urine féminine, FS = écouvillon endocervical féminin.

« S.O. » représente un échantillon non obtenu ou non disponible pour un test.

Tableau 7b : Échantillons vaginaux collectés par la patiente et par un clinicien à l'aide d'un écouvillon

État d'infection de la patiente	TAAN 1		TAAN 2 (Aptima Combo 2)		Test Aptima Combo 2		État des symptômes		Total
	FS	FU	FS	FU	PVS	CVS	Symptomatique	Asymptomatique	
Infectée	+	+	+	+	+	+	79	43	122
Infectée	+	+	+	+	+	-	0	1	1
Infectée	+	+	+	+	-	+	1	0	1
Infectée	+	+	+	+	S.O.	-	1	0	1
Infectée	+	-	+	+	+	+	8	5	13
Infectée	+	-	+	+	-	-	1	0	1
Infectée	+	-	+	+	S.O.	+	1	0	1
Infectée	+	=	+	+	+	+	1	0	1
Infectée	-	+	+	+	+	+	8	3	11
Infectée	-	+	+	+	-	-	1	0	1
Infectée	-	-	+	+	+	+	1	2	3
Infectée	-	S.O.	+	+	+	+	1	0	1
Infectée	+	+	+	-	+	+	5	3	8
Infectée	+	-	+	-	+	+	5	0	5
Infectée	+	-	+	-	-	+	2	0	2
Infectée	+	+	-	+	+	+	0	1	1
Infectée	-	+	-	+	+	+	1	4	5
Infectée	-	+	-	+	+	-	1	0	1
Infectée	-	+	-	+	-	-	0	1	1
Non infectée	-	-	+	-	+	+	0	4	4
Non infectée	-	-	+	-	+	-	2	1	3
Non infectée	-	-	+	-	-	+	2	1	3
Non infectée	-	-	+	-	-	-	6	4	10
Non infectée	-	-	+	-	S.O.	+	1	0	1
Non infectée	-	-	+	-	S.O.	-	1	0	1
Non infectée	-	-	-	+	+	+	4	2	6
Non infectée	-	-	-	+	+	-	1	0	1
Non infectée	-	-	-	+	-	-	0	2	2
Non infectée	+	-	-	-	-	-	1	1	2
Non infectée	-	+	-	-	-	-	1	2	3
Non infectée	-	-	-	-	+	+	3	2	5
Non infectée	-	-	-	-	+	-	2	7	9
Non infectée	-	-	-	-	-	+	12	3	15
Non infectée	-	-	-	-	-	-	623	516	1 139
Non infectée	-	-	-	-	-	S.O.	0	2	2
Non infectée	-	-	-	-	-	=	1	0	1
Non infectée	-	-	-	-	S.O.	+	0	1	1
Non infectée	-	-	-	-	S.O.	-	11	8	19
Non infectée	-	-	-	-	S.O.	S.O.	1	0	1
Non infectée	-	-	-	-	S.O.	=	0	1	1
Non infectée	-	-	-	-	=	+	0	1	1
Non infectée	-	S.O.	-	-	-	-	2	2	4
Non infectée	-	S.O.	-	-	S.O.	-	0	1	1
Non infectée	-	=	-	-	-	-	12	9	21
Non infectée	-	=	-	-	-	S.O.	0	1	1
Non infectée	=	-	-	-	-	-	1	1	2

Tableau 7b : Échantillons vaginaux collectés par la patiente et par un clinicien à l'aide d'un écouvillon (suite)

État d'infection de la patiente	TAAN 1		TAAN 2 (Aptima Combo 2)		Test Aptima Combo 2		État des symptômes		Total
	FS	FU	FS	FU	PVS	CVS	Symptomatique	Asymptomatique	
Non infectée	-	-	-	S.O.	-	-	0	1	1
Non infectée	-	-	S.O.	-	-	-	5	4	9
Non infectée	-	-	=	-	-	+	1	0	1
Non infectée	-	-	=	-	-	-	1	0	1
Total							811	640	1 451

FS = écouvillon endocervical féminin; FU = urine féminine; PVS = écouvillon vaginal collecté par la patiente (patientes asymptomatiques); CVS = écouvillon vaginal collecté par un clinicien. « S.O. » représente un échantillon non obtenu ou non disponible pour un test. Le symbole égal (=) correspond à des résultats équivoques ou indéterminés après une nouvelle analyse.

Tableau 7c : Résultats pour l'état d'infection des patientes par *C. trachomatis* provenant de l'étude clinique des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt

État d'infection de la patiente	Résultat pour échantillon endocervical sur écouvillon		État des symptômes	
	Test Aptima Combo 2	Test de dépistage Aptima CT	Symptomatique	Asymptomatique
Infectée	+	+	30	60
Non infectée	-	+	4	12
Non infectée	+	-	3	2
Non infectée	-	-	322	1 214
Total			359	1 288

### Analyse de *C. trachomatis* pour l'état d'infection de patients de sexe masculin

Tableau 8 : Analyse des échantillons urétraux sur écouvillon et d'urine pour déterminer l'état d'infection par *C. trachomatis* des patients de sexe masculin

État d'infection de la patiente	TAAN 1		TAAN 2	Test Aptima Combo 2		État des symptômes	
	MU	MS	MU	MU	MS	Symptomatique	Asymptomatique
Infectée	S.O.	+	+	+	+	2	0
Infectée	-	+	+	+	+	10	4
Infectée	+	S.O.	+	+	S.O.	4	6
Infectée	+	S.O.	+	+	-	2	0
Infectée	+	S.O.	+	+	+	21	1
Infectée	+	-	+	+	-	3	3
Infectée	+	-	+	+	+	4	3
Infectée	+	+	S.O.	-	+	1	0
Infectée	+	+	S.O.	+	+	8	2
Infectée	+	+	-	+	+	12	4
Infectée	+	+	+	-	-	1	0
Infectée	+	+	+	-	+	1	3
Infectée	+	+	+	+	S.O.	1	0
Infectée	+	+	+	+	-	1	1
Infectée	+	+	+	+	+	131	53
Non infectée	-	-	-	S.O.	-	0	2
Non infectée	-	-	-	-	S.O.	13	8
Non infectée	-	-	-	-	-	461	303
Non infectée	-	-	-	-	+	10	5
Non infectée	-	-	-	+	-	3	4
Non infectée	-	-	-	+	+	5	0
Total						694	402

MU = urine masculine, MS = écouvillon urétral masculin.

« S.O. » représente un échantillon non obtenu ou non disponible pour un test.

Tableaux de performance pour *Neisseria gonorrhoeae*Sensibilité et spécificité à *N. gonorrhoeae*

Tableau 9a : Échantillons du test Aptima Combo 2 comparés au statut des patients infectés

Échantillon		État des symptômes	N	TP	FP <sup>a</sup>	TN	FN	Sensibilité (IC à 95 %)	Spécificité (IC à 95 %)
Homme	Écouvillon	Symptomatique	724	304	5 <sup>a</sup>	412	3	99,0 % (97,2–99,8)	98,8 % (97,2–99,6)
		Asymptomatique	378	15	12 <sup>b</sup>	351	0	100 % (78,2–100)	96,7 % (94,3–98,3)
		Tous <sup>1</sup>	1 103	319	17 <sup>c</sup>	764	3	99,1 % (97,3–99,8)	97,8 % (96,5–98,7)
	Urine	Symptomatique	750	311	1 <sup>d</sup>	433	5	98,4 % (96,3–99,5)	99,8 % (98,7–100)
		Asymptomatique	383	13	2 <sup>e</sup>	368	0	100 % (75,3–100)	99,5 % (98,1–99,9)
		Tous <sup>1</sup>	1 134	324	3 <sup>f</sup>	802	5	98,5 % (96,5–99,5)	99,6 % (98,9–99,9)
Femme	Écouvillon	Symptomatique	881	94	15 <sup>g</sup>	772	0	100 % (96,2–100)	98,1 % (96,9–98,9)
		Asymptomatique	596	31	2 <sup>h</sup>	562	1	96,9 % (83,8–99,9)	99,6 % (98,7–100)
		Tous <sup>2</sup>	1 479	126	17 <sup>i</sup>	1 335	1	99,2 % (95,7–100)	98,7 % (98,0–99,3)
	Urine	Symptomatique	883	87	7 <sup>j</sup>	782	7	92,6 % (85,3–97,0)	99,1 % (98,2–99,6)
		Asymptomatique	599	28	3 <sup>k</sup>	564	4	87,5 % (71,0–96,5)	99,5 % (98,5–99,9)
		Tous <sup>2</sup>	1 484	116	10 <sup>l</sup>	1 347	11	91,3 % (85,0–95,6)	99,3 % (98,6–99,6)
Total	Écouvillon	Symptomatique	1 605	398	20 <sup>m</sup>	1 184	3	99,3 % (97,8–99,8)	98,3 % (97,4–99,0)
		Asymptomatique	974	46	14 <sup>n</sup>	913	1	97,9 % (88,7–99,9)	98,5 % (97,5–99,2)
		Tous <sup>3</sup>	2 582	445	34 <sup>o</sup>	2 099	4	99,1 % (97,7–99,8)	98,4 % (97,8–98,9)
	Urine	Symptomatique	1 633	398	8 <sup>p</sup>	1 215	12	97,1 % (94,9–98,5)	99,3 % (98,7–99,7)
		Asymptomatique	982	41	5 <sup>q</sup>	932	4	91,1 % (78,8–97,5)	99,5 % (98,8–99,8)
		Tous <sup>3</sup>	2 618	440	13 <sup>r</sup>	2 149	16	96,5 % (94,4–98,0)	99,4 % (99,0–99,7)

TP = vrai positif, FP = faux positif, TN = vrai négatif, FN = faux négatif, IC = intervalle de confiance.

<sup>1</sup>Comprend 1 sujet masculin chez qui aucun symptôme n'a été signalé.

<sup>2</sup>Comprend 1 sujet féminin chez qui aucun symptôme n'a été signalé.

<sup>3</sup>Comprend 1 sujet masculin et 1 sujet féminin chez qui aucun symptôme n'a été signalé.

<sup>4</sup>Les résultats du test TMA de remplacement pour GC représentent le nbre de résultats positifs/le nbre d'échantillons testés :

<sup>a</sup>5/5, <sup>b</sup>12/12, <sup>c</sup>17/17, <sup>d</sup>0/1, <sup>e</sup>2/2, <sup>f</sup>2/3, <sup>g</sup>13/15, <sup>h</sup>2/2, <sup>i</sup>15/17, <sup>j</sup>4/7, <sup>k</sup>0/2, <sup>l</sup>4/9, <sup>m</sup>18/20, <sup>n</sup>14/14, <sup>o</sup>32/34, <sup>p</sup>4/8, <sup>q</sup>2/4, et <sup>r</sup>6/12.

Tableau 9b : Échantillons vaginaux sur écouvillon du test Aptima Combo 2 comparés à l'état d'infection des patients

Échantillon		État des symptômes	N	TP	FP <sup>1</sup>	TN	FN	Sensibilité (IC à 95 %)	Spécificité (IC à 95 %)
Collecté par la patiente	Écouvillon vaginal	Asymptomatique	629	21	3 <sup>a</sup>	605	0	100 % (83,9–100)	99,5 % (98,6–99,9)
		Tous	1 423	74	8	1 341	0	100 % (95,1–100)	99,4 % (98,8–99,7)
Collecté par un clinicien	Écouvillon vaginal	Symptomatique	807	51	7 <sup>b</sup>	747	2	96,2 % (87,0–99,5)	99,1 % (98,1–99,6)
		Asymptomatique	637	21	4 <sup>c</sup>	611	1	95,5 % (77,2–99,9)	99,3 % (98,3–99,8)
		Tous	1 444	72	11 <sup>d</sup>	1 358	3	96,0 % (88,8–99,2)	99,2 % (98,6–99,6)

TP = vrai positif, FP = faux positif, TN = vrai négatif, FN = faux négatif, IC = intervalle de confiance.

<sup>1</sup>Les résultats du test TMA d'amplification de remplacement pour GC représentent le nbre de résultats positifs/le nbre d'échantillons testés : <sup>a</sup>3/3, <sup>b</sup>6/7, <sup>c</sup>3/4, et <sup>d</sup>9/11.

Tableau 9c : Comparaison des échantillons PreservCyt du test Aptima Combo 2 à l'état d'infection des patients

État des symptômes	Résultats du test Aptima Combo2/de la solution PreservCyt pour GC	Résultats du test				Sensibilité (IC à 95 %)	Spécificité (IC à 95 %)
		+/+	+/-	-/+	-/-		
Asymptomatique	Positif	5	0	1 <sup>1</sup>	3	83,3 % (35,9–99,6)	99,7 % (99,2–99,9)
	Négatif	1	0	5	1 273		
	Total	6	0	6	1 276		
Symptomatique	Positif	7	0	0	0	100 % (59,0–100)	100 % (99,0–100)
	Négatif	0	0	0	352		
	Total	7	0	0	352		
Tous	Positif	12	0	1	3	92,3 % (64,0–99,8)	99,8 % (99,4–99,9)
	Négatif	1	0	5	1 625		
	Total	13	0	6	1 628		

IC = intervalle de confiance.

<sup>1</sup>Un résultat discordant a été obtenu pour un échantillon : Un résultat discordant a été obtenu pour un échantillon : un résultat équivoque pour l'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test Aptima Combo 2 et un résultat positif avec le test Aptima GC.

+/+ = Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AGC.

+/- = Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AGC.

-/+ = Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AGC.

-/- = Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AGC.

Performance pour *Neisseria gonorrhoeae* par site clinique

Tableau 10a : Échantillons du test Aptima Combo 2 comparés au statut des patients infectés

Échantillon	Site	N	TP	FP	TN	FN	Prév. (%)	Sensibilité (IC à 95 %)	Spécificité (IC à 95 %)	VPP (%)	VPN (%)
Écouvillon	1	159	56	1	101	1	35,8	98,2 % (90,6–100)	99,0 % (94,7–100)	98,2	99,0
	2	97	13	0	84	0	13,4	100 % (75,3–100)	100 % (95,7–100)	100	100
	3	264	71	6	187	0	26,9	100 % (94,9–100)	96,9 % (93,4–98,9)	92,2	100
	4	53	20	0	33	0	37,7	100 % (83,2–100)	100 % (89,4–100)	100	100
	5	139	12	0	127	0	8,6	100 % (73,5–100)	100 % (97,1–100)	100	100
	6	336	94	10	231	1	28,3	98,9 % (94,3–100)	95,9 % (92,5–98,0)	90,4	99,6
	7	55	53	0	1	1	98,2*	98,1 % (90,1–100)	100 % (2,5–100)	100	50,0
TOUS	1 103	319	17	764	3	29,2	99,1 % (97,3–99,8)	97,8 % (96,5–98,7)	94,9	99,6	
Homme											
Urine	1	161	57	0	103	1	36,0	98,3 % (90,8–100)	100 % (96,5–100)	100	99,0
	2	104	19	0	85	0	18,3	100 % (82,4–100)	100 % (95,8–100)	100	100
	3	265	71	2	192	0	26,8	100 % (94,9–100)	99,0 % (96,3–99,9)	97,3	100
	4	53	20	0	33	0	37,7	100 % (83,2–100)	100 % (89,4–100)	100	100
	5	160	14	0	146	0	8,8	100 % (76,8–100)	100 % (97,5–100)	100	100
	6	335	89	1	241	4	27,8	95,7 % (89,4–98,8)	99,6 % (97,7–100)	98,9	98,4
	7	56	54	0	2	0	96,4*	100 % (93,4–100)	100 % (15,8–100)	100	100
TOUS	1 134	324	3	802	5	29,0	98,5 % (96,5–99,5)	99,6 % (98,9–99,9)	99,1	99,4	
Femme											
Écouvillon	1	196	30	2	164	0	15,3	100 % (88,4–100)	98,8 % (95,7–99,9)	93,8	100
	2	83	9	1	72	1	12,0	90,0 % (55,5–99,7)	98,6 % (92,6–100)	90,0	98,6
	3	191	31	2	158	0	16,2	100 % (88,8–100)	98,8 % (95,6–99,8)	93,9	100
	4	215	7	0	208	0	3,3	100 % (59,0–100)	100 % (98,2–100)	100	100
	5	382	8	1	373	0	2,1	100 % (63,1–100)	99,7 % (98,5–100)	88,9	100
	6	278	36	8	234	0	12,9	100 % (90,3–100)	96,7 % (93,6–98,6)	81,8	100
	7	134	5	3	126	0	3,7	100 % (47,8–100)	97,7 % (93,4–99,5)	62,5	100
TOUS	1 479	126	17	1 335	1	8,6	99,2 % (95,7–100)	98,7 % (98,0–99,3)	88,1	99,9	
Urine	1	196	24	2	164	6	15,3	80,0 % (61,4–92,3)	98,8 % (95,7–99,9)	92,3	96,5
	2	83	9	1	72	1	12,0	90,0 % (55,5–99,7)	98,6 % (92,6–100)	90,0	98,6
	3	191	30	2	158	1	16,2	96,8 % (83,3–99,9)	98,8 % (95,6–99,8)	93,8	99,4
	4	215	5	2	206	2	3,3	71,4 % (29,0–96,3)	99,0 % (96,6–99,9)	71,4	99,0
	5	383	8	0	375	0	2,1	100 % (63,1–100)	100 % (99,0–100)	100	100
	6	282	35	2	244	1	12,8	97,2 % (85,5–99,9)	99,2 % (97,1–99,9)	94,6	99,6
	7	134	5	1	128	0	3,7	100 % (47,8–100)	99,2 % (95,8–100)	83,3	100
TOUS	1 484	116	10	1 347	11	8,6	91,3 % (85,0–95,6)	99,3 % (98,6–99,6)	92,1	99,2	

TP = vrai positif, FP = faux positif, TN = vrai négatif, FN = faux négatif, Prév. = prévalence, IC = intervalle de confiance, VPP = valeur prédictive positive, VPN = valeur prédictive négative.

\*Prévalence surestimée due au fait que la collecte initiale s'est limitée au dépistage des sujets symptomatiques.

Tableau 10b : Échantillons vaginaux sur écouvillon du test Aptima Combo 2 comparés à l'état d'infection des patients

Échantillon	Site	N	TP	FP	TN	FN	Prév. (%)	Sensibilité (IC à 95 %)	Spécificité (IC à 95 %)	VPP (%)	VPN (%)	
Collecté par la patiente	Écouvillon vaginal	1	70	5	1	65	0	7,1	100 % (47,8–100)	98,5 (91,7–100)	83,3	100
		2	46	7	0	39	0	15,2	100 % (59,0–100)	100 % (91,0–100)	100	100
		3	45	2	0	43	0	4,4	100 % (15,8–100)	100 % (91,8–100)	100	100
		4	152	1	0	151	0	0,7	100 % (2,5–100)	100 % (97,6–100)	100	100
		5	130	1	0	129	0	0,8	100 % (2,5–100)	100 % (97,2–100)	100	100
		6	75	5	2	68	0	6,7	100 % (47,8–100)	97,1 (90,1–99,7)	71,4	100
		7	68	0	0	68	0	0,0	S.O.	100 % (94,7–100)	S.O.	100
		8	43	0	0	43	0	0,0	S.O.	100 % (91,8–100)	S.O.	100
		TOUS	629	21	3	605	0	3,3	100 % (83,9–100)	99,5 (98,6–99,9)	87,5	100
Collecté par un clinicien	Écouvillon vaginal	1	227	12	3	212	0	5,3	100 % (73,5–100)	98,6 % (96,0–99,7)	80,0	100
		2	196	31	2	163	0	15,8	100 % (88,8–100)	98,8 % (95,7–99,9)	93,9	100
		3	113	3	0	109	1	3,5	75,0 % (19,4–99,4)	100 % (96,7–100)	100	99,1
		4	262	5	2	255	0	1,9	100 % (47,8–100)	99,2 % (97,2–99,9)	71,4	100
		5	198	2	0	196	0	1,0	100 % (15,8–100)	100 % (98,1–100)	100	100
		6	296	18	4	272	2	6,8	90,0 % (68,3–98,8)	98,6 % (96,3–99,6)	81,8	99,3
		7	102	0	0	102	0	0,0	S.O.	100 % (96,4–100)	S.O.	100
		8	50	1	0	49	0	2,0	100 % (2,5–100)	100 % (92,7–100)	100	100
		TOUS	1 444	72	11	1 358	3	5,2	96,0 % (88,8–99,2)	99,2 % (98,6–99,6)	86,7	99,8

TP = vrai positif, FP = faux positif, TN = vrai négatif, FN = faux négatif, Prév. = prévalence, IC = intervalle de confiance, VPP = valeur prédictive positive, VPN = valeur prédictive négative.

Tableau 10c : Comparaison des échantillons PreservCyt du test Aptima Combo 2 à l'état d'infection des patients

Site	Résultats AC2/GC PreservCyt	+/+	+/-	-/+	-/-	Prév. (%)	Sensibilité (IC à 95 %)	Spécificité (IC à 95 %)	VPP (%)	VPN (%)
1	Positif	5	0	0	0	5,0	100 % (47,8–100)	100 % (96,2–100)	100	100
	Négatif	0	0	0	95					
	Total	5	0	0	95					
2	Positif	1	0	0	0	0,8	100 % (2,5–100)	100 % (97,0–100)	100	100
	Négatif	0	0	0	123					
	Total	1	0	0	123					
3	Positif	4	0	0	0	1,1	80,0 % (28,4–99,5)	100 % (99,2–100)	100	99,8
	Négatif	1	0	0	470					
	Total	5	0	0	470					
4	Positif	1	0	0	0	0,3	100 % (2,5–100)	100 % (98,7–100)	100	100
	Négatif	0	0	3	283					
	Total	1	0	3	283					
5	Positif	0	0	0	3	0,0	S.O.	99,0 % (97,1–99,8)	0,0	100
	Négatif	0	0	0	294					
	Total	0	0	0	297					
6	Positif	1	0	1 <sup>1</sup>	0	0,3	100 % (2,5–100)	99,7 % (98,5–100)	50,0	100
	Négatif	0	0	2	360					
	Total	1	0	3	360					
Tous	Positif	12	0	1	3	0,8	92,3 % (64,0–99,8)	99,8 % (99,4–99,9)	75,0	99,9
	Négatif	1	0	5	1 625					
	Total	13	0	6	1 628					

Prév. = prévalence; IC = intervalle de confiance; VPP = valeur prédictive positive; VPN = valeur prédictive négative.

<sup>1</sup>Un résultat discordant a été obtenu pour un échantillon : Un résultat discordant a été obtenu pour un échantillon : un résultat équivoque pour l'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test Aptima Combo 2 et un résultat positif avec le test Aptima GC.

+/+ = Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AGC.

+/- = Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AGC.

-/+ = Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat positif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AGC.

-/- = Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AC2/Résultat négatif d'échantillon endocervical sur écouvillon avec le test AGC.

Analyse de *Neisseria gonorrhoeae* pour l'état d'infection de patientes

Tableau 11a : Écouvillon endocervical et échantillon d'urine

État d'infection de la patiente	TAAN		Culture	Test Aptima Combo 2		État des symptômes	
	FU	FS	FS	FU	FS	Symptomatique	Asymptomatique
Infectée	S.O.	+	+	+	+	1	1
Infectée	-	-	+	-	-	0	1
Infectée	-	+	+	-	+	5	2
Infectée	-	+	+	+	+	9	2
Infectée	+	S.O.	+	+	+	1	0
Infectée	+	-	+	+	+	3	1
Infectée	+	+	S.O.	+	+	0	1
Infectée	+	+	-	+	+	11	2
Infectée	+	+	+	-	+	2	1
Infectée	+	+	+	+	+	62	21
Non infectée	-	-	-	-	S.O.	2	3
Non infectée	-	-	-	-	-	768	559
Non infectée	-	-	-	-	+	12	2
Non infectée	-	-	-	+	-	4	3
Non infectée	-	-	-	+	+	3	0
Total						883	599

FU = urine masculine; FS = écouvillon urétral masculin.

« S.O. » représente un échantillon non obtenu ou non disponible pour un test.

Tableau 11b : Analyse des échantillons vaginaux collectés par la patiente et par un clinicien à l'aide d'un écouvillon

État d'infection de la patiente	TAAN 1		TAAN 2		Test Aptima Combo 2		État des symptômes		Total
	FS	FU	FS	FU	PVS	CVS	Symptomatique	Asymptomatique	
Infectée	+	+	+	+	+	+	44	15	59
Infectée	+	+	+	+	+	-	1	0	1
Infectée	+	+	+	+	S.O.	+	0	1	1
Infectée	+	-	+	+	+	+	2	2	4
Infectée	+	S.O.	+	+	+	+	1	0	1
Infectée	-	+	+	+	+	+	1	1	2
Infectée	-	-	+	+	+	+	1	1	2
Infectée	+	+	+	-	+	+	1	0	1
Infectée	+	-	+	-	+	+	1	1	2
Infectée	+	-	+	-	+	-	1	0	1
Infectée	+	+	-	+	+	+	1	0	1
Infectée	-	+	-	+	+	+	0	1	1
Infectée	-	+	-	+	+	-	0	1	1
Infectée	+	+	-	-	-	+	1	0	1
Non infectée	-	-	+	-	-	-	5	1	6
Non infectée	-	-	-	+	-	-	1	0	1
Non infectée	+	-	-	-	+	+	1	0	1
Non infectée	+	-	-	-	-	-	5	2	7
Non infectée	-	+	-	-	+	+	0	1	1
Non infectée	-	+	-	-	-	-	2	1	3
Non infectée	-	-	-	-	+	+	2	0	2
Non infectée	-	-	-	-	+	-	1	1	2
Non infectée	-	-	-	-	-	+	2	2	4
Non infectée	-	-	-	-	-	-	698	577	1 275
Non infectée	-	-	-	-	-	S.O.	0	2	2
Non infectée	-	-	-	-	-	=	2	0	2
Non infectée	-	-	-	-	S.O.	-	15	9	24
Non infectée	-	-	-	-	S.O.	S.O.	1	0	1
Non infectée	-	S.O.	-	-	-	-	2	2	4
Non infectée	-	S.O.	-	-	S.O.	-	0	1	1
Non infectée	-	=	-	-	-	-	11	10	21
Non infectée	-	=	-	-	-	S.O.	0	1	1
Non infectée	=	-	-	-	-	-	1	1	2
Non infectée	-	-	-	S.O.	-	-	0	1	1
Non infectée	-	-	S.O.	-	-	-	5	4	9
Non infectée	-	-	=	-	-	-	1	1	2
Total							810	640	1 450

FS = écouvillon endocervical féminin; FU = urine féminine; PVS = écouvillon vaginal collecté par la patiente (patientes asymptomatiques); CVS = écouvillon vaginal collecté par un clinicien.

« S.O. » représente un échantillon non obtenu ou non disponible pour un test. Le symbole égal (=) correspond à des résultats équivoques ou indéterminés après une nouvelle analyse.

### Analyse de *N. gonorrhoeae* pour l'état d'infection de patientes

Tableau 11c : Résultats pour l'état d'infection des patients par *N. gonorrhoeae* provenant de l'étude clinique des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt

État d'infection de la patiente	Résultat pour échantillon endocervical sur écouvillon		État des symptômes	
	Aptima Combo 2	Aptima GC	Symptomatique	Asymptomatique
Infectée	+	+	7	6
Non infectée	=	+	0	1
Non infectée	-	+	0	5
Non infectée	-	-	352	1 276
Total			359	1 288

### Analyse de *N.gonorrhoeae* pour l'état d'infection de patients de sexe masculin

Tableau 12 : Écouvillon urétral et échantillon d'urine

État d'infection de la patiente	TAAN 1		Culture	Test Aptima Combo 2		État des symptômes	
	MU	MS	MS	MU	MS	Symptomatique	Asymptomatique
Infectée	S.O.	+	+	+	+	1	0
Infectée	-	S.O.	+	S.O.	+	0	1
Infectée	-	S.O.	+	+	+	1	0
Infectée	-	-	+	-	-	1	0
Infectée	-	+	+	+	+	4	1
Infectée	+	S.O.	+	S.O.	+	0	1
Infectée	+	S.O.	+	+	S.O.	8	0
Infectée	+	S.O.	+	+	-	1	0
Infectée	+	S.O.	+	+	+	50	1
Infectée	+	-	+	+	+	4	1
Infectée	+	+	S.O.	+	+	1	0
Infectée	+	+	-	+	+	11	1
Infectée	+	+	+	-	-	1	0
Infectée	+	+	+	-	+	3	0
Infectée	+	+	+	+	S.O.	1	0
Infectée	+	+	+	+	+	229	9
Non infectée	-	-	-	S.O.	-	0	1
Non infectée	-	-	-	S.O.	+	0	1
Non infectée	-	-	-	-	S.O.	17	9
Non infectée	-	-	-	-	-	411	349
Non infectée	-	-	-	-	+	5	10
Non infectée	-	-	-	+	-	1	1
Non infectée	-	-	-	+	+	0	1
Total						750	387

**MU** = urine masculine, **MS** = écouvillon urétral masculin. « S.O. » représente un échantillon non obtenu ou non disponible pour un test.

## Distribution des RLU des contrôles Aptima

La distribution des RLU pour le contrôle positif, GC/contrôle négatif, Aptima CT et le contrôle positif, CT/contrôle négatif, Aptima GC pour toutes les séries de test Aptima Combo 2 effectuées lors des études d'échantillons cliniques est présentée ci-dessous dans le Tableau 13.

Tableau 13 : Distribution du total de RLU des contrôles de test Aptima Combo 2

Contrôle	Statistiques	Total de RLU (x1 000)		
		Étude clinique des échantillons endocervicaux et urétraux masculins sur écouvillon et d'urine	Étude clinique des échantillons vaginaux sur écouvillon	Étude clinique des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt
Contrôle positif CT/contrôle négatif GC	Maximum	1 572	1 996	1 747
	75 <sup>e</sup> centile	1 160	1 279	1 264
	Médiane	1 063	1 135	1 165
	25 <sup>e</sup> centile	996	933	1 024
	Minimum	274	174	494
Contrôle positif GC/contrôle négatif CT	Maximum	1 359	1 420	1 438
	75 <sup>e</sup> centile	1 202	1 255	1 288
	Médiane	1 093	1 169	1 201
	25 <sup>e</sup> centile	989	1 084	1 099
	Minimum	167	249	166

## Étude de la précision

Des tests de précision ont été effectués dans trois sites pour obtenir les mesures de répétabilité et de reproductibilité. Des études de précision ont été effectuées dans le cadre de l'étude clinique sur les échantillons endocervicaux sur écouvillon, urétraux masculins sur écouvillon et d'urine ainsi que dans celle portant sur les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt. Lors de l'étude précédente, chaque site avait reçu trois panels identiques de 13 échantillons contenant entre 0 et 500 fg d'ARNr de CT, de 0 à 25 000 fg d'ARNr de GC ARNr, ou des combinaisons d'ARNr de CT et de GC. Les tests ont été effectués pendant trois jours en utilisant un lot de kit différent chaque jour. Les statistiques descriptives de l'ensemble des RLU, de l'intra-série, d'une série à l'autre et d'un site à l'autre sont résumées dans le Tableau 14a.

Pour l'étude de précision suivante, la reproductibilité a été établie avec un panel de 12 membres généré en enrichissant la solution PreservCyt de 0 à 2 000 fg/test de CT et de 0 à 5 000 fg/test d'ARNr de GC, et en aliquotant 1,0 mL dans le tube de prélèvement du kit de transfert d'échantillons Aptima. Deux (2) utilisateurs dans chacun des trois sites ont effectué une série par jour pendant trois jours, soit un total de trois séries valides par utilisateur. Les tests ont été effectués en utilisant un lot de kit de test. Les résultats de cette étude de précision sont résumés dans le Tableau 14b.

Dans les deux études, la reproductibilité a été établie en enrichissant le milieu de transport (STM, solution PreservCyt) avec ARNr. La reproductibilité lors des tests d'échantillons collectés à l'aide d'un écouvillon, d'urine, ou de frottis en milieu liquide PreservCyt contenant l'organisme cible n'a pas été déterminée.

Tableau 14a : Milieu de transport des écouvillons

Membre du panel	N	Moyenne RLU (x1 000)	Intra-série		D'une série à l'autre		D'un site à l'autre		
			SD (RLU)	CV (%)	SD (RLU)	CV (%)	SD (RLU)	CV (%)	
Élevé	Écouvillon CT	54	1 055	76 588	7,3	83 711	7,9	150 332	14,2
	Double écouvillon*	54	2 338	93 449	4,0	90 317	3,9	142 898	6,1
	Double urine*	54	2 281	91 487	4,0	106 715	4,7	152 747	6,7
Moy.	Écouvillon GC	54	1 265	30 561	2,4	55 642	4,4	34 413	2,7
	Écouvillon CT	54	1 001	69 831	7,0	77 701	7,8	159 774	16,0
	Double écouvillon*	54	2 241	152 377	6,8	58 353	2,6	139 983	6,2
Faible	Écouvillon GC	54	1 249	35 142	2,8	60 638	4,9	46 364	3,7
	Écouvillon CT	54	1 013	61 795	6,1	90 906	9,0	131 207	13,0
	Double écouvillon*	54	2 085	286 034	13,7	161 764	7,8	58 837	2,8
Négatif	Double urine*	54	2 201	95 705	4,3	118 760	5,4	106 802	4,9
	Écouvillon GC	54	1 177	42 478	3,6	69 821	5,9	29 836	2,5
	Écouvillon	54	7	1 301	18,3	2 311	32,5	1 901	26,8
	Urine	54	7	861	12,0	2 299	32,1	1 994	27,9

SD = écart-type, CV (%) = pourcentage du coefficient de variation, RLU = unité relative de lumière.

\*Les membres du panel doublement positifs contenaient de l'ARNr de CT et de GC.

Tableau 14b : Solution PreservCyt

Concentration (fg/test)		N	Concordance	Moyenne RLU (x1 000)	Intra-série		D'une série à l'autre		D'un site à l'autre		D'un utilisateur à l'autre	
CT	GC				SD (x1 000)	CV (%)	SD (x1 000)	CV (%)	SD (x1 000)	CV (%)	SD (x1 000)	CV (%)
0	0	162	97,5 %	9,7	31,6	S.O.	3,4	S.O.	6,4	S.O.	4,7	S.O.
0	5 000	54	96,3 %	1 296	146	11,3	54,8	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0
2 000	0	54	100 %	1140	54,1	4,7	79,8	7,0	101	8,9	2,4	0,2
2 000	5 000	54	100 %	2 345	79,6	3,4	78,0	3,3	94,7	4,0	37,9	1,6
0	250	54	100 %	953	114	12,0	0,0	0,0	161	16,9	90,7	9,5
5	0	54	100 %	971	58,3	6,0	71,7	7,4	22,8	2,4	85,0	8,8
1 000	2 500	54	100 %	2 294	114	5,0	88,9	3,9	153	6,7	0,0	0,0
100	250	54	98,1 %	1 911	139	7,3	130	6,8	348	18,2	39,7	2,1
5	5 000	54	100 %	2 136	113	5,3	130	6,1	98,8	4,6	166	7,8
2 000	250	54	96,3 %	2 044	138	6,7	169	8,3	360	17,6	26,9	1,3

RLU = unité relative de lumière, SD = écart type, CV = coefficient de variation, S.O. représente un échantillon non obtenu ou non disponible pour les membres de panel négatifs.

Les échantillons offrant des résultats discordants ou équivoques ont été inclus dans l'analyse de variabilité du signal.

Pour les valeurs CV et SD équivalant à 0,0, la variabilité due à cette source est très faible comparativement aux autres sources de variation.

## **Performance analytique des DTS Systems**

Consulter Voir *Performance analytique du Tigris DTS System* après le chapitre *Concordance des échantillons cliniques pour le Tigris DTS System* pour connaître le rendement analytique spécifique au Tigris DTS System.

Consulter *Performance analytique du Panther System* pour connaître le rendement analytique spécifique au Panther System.

### **Sensibilité analytique**

La sensibilité analytique (seuils de détection) à *Chlamydia trachomatis* a été déterminée en comparant directement les dilutions des organismes CT dans la culture cellulaire et avec le test. La sensibilité analytique revendiquée pour le test est d'une IFU (unité de formation des inclusions) par test (7,25 IFU/écouvillon, 5,0 IFU/mL d'urine et 9,75 IFU/mL d'échantillon de frottis en milieu liquide PreservCyt) pour l'ensemble des 15 sérotypes CT (A, B, Ba, C, D, E, F, G, H, I, J, K, L1, L2 et L3). Toutefois, les dilutions inférieures à 1,0 IFU/test de l'ensemble des sérotypes ont donné des résultats positifs avec le test Aptima Combo 2.

La sensibilité analytique à *Neisseria gonorrhoeae* a été déterminée en comparant directement les dilutions de 57 isolats cliniques différents dans la culture cellulaire et avec le test Aptima Combo 2 pour des échantillons sur écouvillon et d'urine et pour 20 isolats cliniques avec des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt. La sensibilité analytique revendiquée pour le test est de 50 cellules/test (362 cellules/écouvillon, 250 cellules/mL d'urine et 488 cellules/mL d'échantillon de frottis en milieu liquide PreservCyt). Toutefois, toutes les souches ont donné des résultats positifs avec moins de 50 cellules/test.

### **Spécificité analytique**

Au total, 198 organismes ont été évalués à l'aide du test Aptima Combo 2 dans le cadre de deux études. Une étude initiale incluait 154 isolats de culture qui comprenaient 86 organismes pouvant être isolés du tractus urogénital et 68 organismes supplémentaires représentant un échantillon phylogénétique d'organismes représentatif. Une autre étude menée sur des échantillons extragénitaux incluait 44 microbes potentiellement présents dans les écouvillons extragénitaux. Les organismes testés comprenaient des bactéries, des champignons, des levures, des parasites et des virus.

Lors de l'étude initiale, tous les organismes, à l'exception de *C. psittaci*, *C. pneumoniae* et des virus, ont été testés à  $1,0 \times 10^6$  cellules/test à la fois dans le milieu de transport de l'écouvillon et dans celui de l'urine. Les organismes Chlamydia et Neisseria ont été testés dans le milieu PreservCyt. *C. psittaci* et *C. pneumoniae* ont été testés à  $1,0 \times 10^5$  IFU/test. Les virus ont été analysés de la manière suivante : (a) virus herpès simplex I et II :  $2,5 \times 10^4$  TCID<sub>50</sub>/test, (b) papillomavirus humain 16 :  $2,9 \times 10^6$  copies de ADN/test et (c) cytomégalovirus :  $4,8 \times 10^5$  cellules cultivées infectées/test.

Lors de la seconde étude, tous les organismes ont été testés dans les STM. Tous les isolats non viraux ont été testés à  $1,0 \times 10^6$  CFU/mL, à l'exception de *Bacteriodes oralis*, *Fusobacterium necrophorum* et *Peptostreptococcus micros* qui ont été testés à  $1,0 \times 10^6$  copies de ARN/mL. Les virus ont été testés à  $1,0 \times 10^5$  TCID<sub>50</sub>/mL à l'exception du groupe II de norovirus :  $1,0 \times 10^6$  TCID<sub>50</sub>/mL, de l'entérovirus de type 68 :  $1,0 \times 10^4$  TCID<sub>50</sub>/mL et des virus grippaux qui ont été testés à  $2,0 \times 10^3$  TCID<sub>50</sub>/mL. Seuls les échantillons CT et GC ont donné des résultats positifs avec le test Aptima Combo 2. La liste des organismes testés dans la première étude est indiquée au Tableau 15 et celle des organismes testés dans la seconde étude est indiquée au Tableau 16.

Tableau 15 : Spécificité analytique

Organisme	Organisme	Organisme
<i>Achromobacter xerosis</i>	<i>Escherichia coli</i>	<i>Neisseria mucosa</i> (3)
<i>Acinetobacter calcoaceticus</i>	<i>Flavobacterium meningosepticum</i>	<i>Neisseria sicca</i> (3)
<i>Acinetobacter Iwoffii</i>	<i>Fusobacterium nucleatum</i>	<i>Neisseria subflava</i> (14)
<i>Actinomyces israelii</i>	<i>Gardnerella vaginalis</i>	<i>Neisseria perflava</i>
<i>Actinomyces pyogenes</i>	<i>Gemella haemolysans</i>	<i>Neisseria polysaccharea</i>
<i>Aerococcus viridans</i>	<i>Haemophilus ducreyi</i>	<i>Paracoccus denitrificans</i>
<i>Aeromonas hydrophila</i>	<i>Haemophilus influenzae</i>	<i>Peptostreptococcus anaerobius</i>
<i>Agrobacterium radiobacter</i>	Herpes simplex virus I	<i>Peptostreptococcus productus</i>
<i>Alcaligenes faecalis</i>	Herpes simplex virus II	<i>Plesiomonas shigelloides</i>
<i>Bacillus subtilis</i>	Papillomavirus humain 16	<i>Propionibacterium acnes</i>
<i>Bacteriodes fragilis</i>	<i>Kingella dentrificans</i>	<i>Proteus mirabilis</i>
<i>Bacteriodes ureolyticus</i>	<i>Kingella kingae</i>	<i>Proteus vulgaris</i>
<i>Bifidobacterium adolescentis</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i>	<i>Providencia stuartii</i>
<i>Bifidobacterium brevi</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
<i>Branhamella catarrhalis</i>	<i>Lactobacillus acidophilus</i>	<i>Pseudomonas fluorescens</i>
<i>Brevibacterium linens</i>	<i>Lactobacillus brevis</i>	<i>Pseudomonas putida</i>
<i>Campylobacter jejuni</i>	<i>Lactobacillus jensonii</i>	<i>Rahnella aquatilis</i>
<i>Candida albicans</i>	<i>Lactobacillus lactis</i>	<i>Rhodospirillum rubrum</i>
<i>Candida glabrata</i>	<i>Legionella pneumophila</i> (2)	<i>Saccharomyces cerevisiae</i>
<i>Candida parapsilosis</i>	<i>Leuconostoc paramensenteroides</i>	<i>Salmonella minnesota</i>
<i>Candida tropicalis</i>	<i>Listeria monocytogenes</i>	<i>Salmonella typhimurium</i>
<i>Chlamydia pneumoniae</i>	<i>Micrococcus luteus</i>	<i>Serratia marcescens</i>
<i>Chlamydia psittaci</i> (2)	<i>Moraxella lacunata</i>	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>
<i>Chromobacterium violaceum</i>	<i>Moraxella osloensis</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>
<i>Citrobacter freundii</i>	<i>Morganella morganii</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
<i>Clostridium perfringens</i>	<i>Mycobacterium smegmatis</i>	<i>Streptococcus agalactiae</i>
<i>Corynebacterium genitalium</i>	<i>Mycoplasma genitalium</i>	<i>Streptococcus bovis</i>
<i>Corynebacterium xerosis</i>	<i>Mycoplasma hominis</i>	<i>Streptococcus mitis</i>
<i>Cryptococcus neoformans</i>	<i>N. meningitidis</i> Serogroup A	<i>Streptococcus mutans</i>
Cytomégalovirus	<i>N. meningitidis</i> Serogroup B	<i>Streptococcus pneumoniae</i>
<i>Deinococcus radiodurans</i>	<i>N. meningitidis</i> Serogroup C (4)	<i>Streptococcus pyogenes</i>
<i>Dexia gummosa</i>	<i>N. meningitidis</i> Serogroup D	<i>Streptococcus salivarius</i>
<i>Eikenella corrodens</i>	<i>N. meningitidis</i> Serogroup Y	<i>Streptococcus sanguis</i>
<i>Enterobacter aerogenes</i>	<i>N. meningitidis</i> Serogroup W135	<i>Streptomyces griseinus</i>
<i>Enterobacter cloacae</i>	<i>Neisseria cinerea</i> (4)	<i>Trichomonas vaginalis</i>
<i>Enterococcus avium</i>	<i>Neisseria dentrificans</i>	<i>Ureaplasma urealyticum</i>
<i>Enterococcus faecalis</i>	<i>Neisseria elongata</i> (3)	<i>Vibrio parahaemolyticus</i>
<i>Enterococcus faecium</i>	<i>Neisseria flava</i>	<i>Yersinia enterocolitica</i>
<i>Erwinia herbicola</i>	<i>Neisseria flavescens</i> (2)	
<i>Erysipelothrix rhusiopathiae</i>	<i>Neisseria lactamica</i> (9)	

« (n) » représente le nombre de souches testées.

Tous les organismes testés ont produit un résultat négatif dans le test Aptima Combo 2 basé sur le type de profil cinétique et les RLU.

Tableau 16 : Micro-organismes ayant une réactivité croisée dans les échantillons pharyngés et rectaux

Organisme	Organisme	Organisme
Adénovirus	<i>Eggerthella lenta</i>	Métagneumovirus
<i>Anaerococcus spp.</i>	<i>Entamoeba histolytica</i>	<i>Moraxella catarrhalis</i>
<i>Arcanobacterium haemolyticum</i>	Entérovirus	<i>Mycoplasma pneumoniae</i>
<i>Bacteroides oralis</i>	Virus Epstein-Barr	Norovirus
<i>Bordetella parapertussis</i>	<i>Fusobacterium necrophorum</i>	<i>Peptostreptococcus micros</i>
<i>Bordetella pertussis</i>	<i>Giardia lamblia</i>	<i>Prevotella spp.</i>
<i>Burkholderia cepacia</i>	<i>Haemophilus parahaemolyticus</i>	Virus respiratoire syncytial
<i>Campylobacter rectus</i>	<i>Haemophilus parainfluenzae</i>	Rhinovirus
<i>Citrobacter koseri</i>	<i>Helicobacter pylori</i>	<i>Shigella dysenteriae</i>
<i>Clostridium difficile</i>	Virus de l'hépatite B	<i>Shigella flexneri</i>
Coronavirus	Virus de l'hépatite C	<i>Shigella sonnei</i>
<i>Corynebacterium diphtheriae</i>	Virus de la grippe humaine A	<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>
<i>Corynebacterium pseudodiphtheriticum</i>	Virus de la grippe humaine B	<i>Streptococcus anginosus group</i>
Virus Coxsackie	<i>Legionella jordanis</i>	<i>Veillonella parvula</i>
Échovirus	<i>Legionella micdadei</i>	

## Substances interférentes

Les substances interférentes suivantes ont étéensemencées individuellement dans des échantillons collectés à l'aide d'un écouvillon et des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt : sang 10 %, gel contraceptif, spermicide, hydratant, anesthésiant hémorroïdal, huile corporelle, poudre, crème anti-fongique, lubrifiants vaginaux, vaporisateur intime et leucocytes (1,0 x 10<sup>6</sup> cellules/mL). Les substances interférentes suivantes ont étéensemencées individuellement dans des échantillons d'urine : sang 30 %, analytes d'urine, protéines, glucose, cétones, bilirubine, nitrates, urobilinogène, pH 4 (acide), pH 9 (alcalin), leucocytes (1,0 x 10<sup>6</sup> cellules/mL), débris cellulaires, vitamines, minéraux, acétaminophène, aspirine et ibuprofène. Toutes ces substances ont été testées pour une interférence éventuelle au test en l'absence et en présence de CT et GC pour une concentration d'ARNr estimée équivalente à 1,0 IFU de CT/test (5 fg/test) et 50 cellules de GC/test (250 fg/test). Les concentrations d'ARNr équivalentes ont été calculées d'après la taille du génome et le ratio estimé ADN:ARN/cellule de chaque organisme.

Aucune interférence n'a été relevée avec l'ensemble des substances testées. Aucun inhibiteur d'amplification n'a été observé avec le test Aptima Combo 2.

## Récupération

*Escherichia coli* et *Gardnerella vaginalis* (2,4 x 10<sup>5</sup> cellules/test) et *Lactobacillus acidophilus*, *Gardnerella vaginalis*, *Bacteroides ureolyticus* et *Staphylococcus epidermis* (1,0 x 10<sup>8</sup> cellules/test) ont été ajoutés aux échantillons contenant l'équivalent en ARNr d'environ 1,0 IFU (5 fg) de CT et 50 cellules de GC (250 fg). Ces ajouts n'ont pas interféré avec l'amplification ou la détection de l'ARNr de CT ou de GC en utilisant le test Aptima Combo 2.

## Études de la stabilité des échantillons

### A. Échantillons endocervicaux sur écouvillon

Les données destinées à confirmer les conditions de transport et de conservation recommandées pour les échantillons endocervicaux sur écouvillon ont été générées avec des échantillons sur écouvillon négatifs groupés. Cinq échantillons groupés ont étéensemencés avec CT et GC à des concentrations finales respectives de 10 IFU et 100 CFU par réaction. Les échantillonsensemencés ont été conservés à 4 °C et à 30 °C.

Les échantillons ont été testés en duplicata aux jours 0, 20, 35, 60 et 90. Toutes les conditions de test étaient positives à la fois pour CT et pour GC pour toutes les durées et toutes les températures.

#### B. Échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt

Les données destinées à confirmer les conditions de transport et de conservation recommandées pour les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt ont été générées à partir d'échantillons négatifs groupés de frottis en milieu liquide PreservCyt. Quatre échantillons groupés ont étéensemencés avec CT et GC à des concentrations finales respectives de 10 IFU et 100 CFU par réaction. Les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt ont été placés à 30 °C pendant 7 jours, puis 1,0 mL de l'échantillon a été ajouté à un tube de transfert Aptima. Les échantillonsensemencés ont été maintenus à 4 °C, à 10 °C et à 30 °C. Les échantillons conservés à 4 °C et à 10 °C ont été testés en double aux jours 0, 6, 13, 26, 30 et 36. Les échantillons conservés à 30 °C ont été testés en double aux jours 0, 5, 8, 14 et 17. Toutes les conditions de test étaient positives à la fois pour CT et pour GC pour toutes les durées et toutes les températures.

#### C. Échantillons vaginaux sur écouvillon

Les données destinées à confirmer les conditions de transport et de conservation recommandées pour les échantillons sur écouvillon vaginaux ont été générées avec des échantillons sur écouvillon négatifs groupés. Quinze groupes d'échantillons vaginaux ont étéensemencés avec CT et GC à des concentrations finales respectives de 1,0 IFU et 50 CFU par réaction. Les échantillonsensemencés ont été conservés à 4 °C et à 30 °C. Les échantillons ont été testés en utilisant une aliquote aux jours 0, 20, 36, 72 et 114. Toutes les conditions de test étaient positives à la fois pour CT et pour GC pour toutes les durées et toutes les températures.

#### D. Échantillons d'urine

Les données destinées à confirmer les conditions de transport et de conservation recommandées pour les échantillons d'urine ont été générées avec 10 échantillons d'urine féminins et 10 échantillons d'urine masculins négatifs. Les échantillons d'urine ont étéensemencés avec CT et GC à des concentrations finales respectives de 10 IFU et 100 CFU par réaction. Les deux jeux d'échantillons d'urineensemencés ont été maintenus à 4 °C et 30 °C pendant 24 heures avant d'être ajoutés au milieu de transport d'urine (UTM). Ensuite, les deux séries d'échantillons dans l'UTM ont été maintenues entre 4 °C et 30 °C et testées en triple aux jours 1, 5, 20 et 35. Tous les échantillons répondaient aux critères d'acceptation pré-spécifiés pour le CT et le GC au jour 35.

#### E. Étude de stabilité supplémentaire des échantillons congelés (à -20 °C)

Les conditions de conservation congelée recommandées pour les échantillons endocervicaux sur écouvillon, urétraux sur écouvillon et vaginaux sur écouvillon, d'urine féminins et masculins et de frottis en milieu liquide PreservCyt dans le milieu de transport sont une température comprise entre -20 °C et -70 °C jusqu'à 12 mois maximum après la collecte. Les données de validation ont été obtenues à l'aide de 90 échantillons pour chaque type d'échantillon ayant produit un résultat négatif. Parmi ces échantillons, 30 ont été enrichis avec CT et GC à un taux de 1,0 IFU et 50 CFU par réaction, respectivement, 30 ont été enrichis avec CT et GC à un taux de 0,1 IFU et 5 CFU par réaction, respectivement, et 30 n'ont pas été enrichis. Les échantillons dans le milieu de transport ont été congelés dans les sept jours suivant la collecte et testés aux jours 200 et 400. Les échantillons ont satisfait les critères d'acceptation, à savoir une concordance supérieure à 95 % avec les résultats attendus.

## **Concordance des échantillons cliniques pour le Tigris DTS System**

### **Concordance avec le Tigris DTS System**

La concordance entre les résultats du test Aptima Combo 2 générés par le Tigris DTS System entièrement automatique et les DTS Systems semi-automatiques a été évaluée en testant les échantillons endocervicaux sur écouvillon, urétraux masculins sur écouvillon, d'urine masculins et féminins, vaginaux sur écouvillon et de frottis en milieu liquide PreservCyt. Chacun des échantillons cliniques a été testé individuellement avec le test Aptima Combo 2 sur le Tigris DTS System et les DTS Systems chez Hologic.

### **Étude de la concordance des échantillons cliniques — Échantillons endocervicaux et urétraux masculins sur écouvillon, échantillons d'urine masculins et féminins**

Des sujets masculins et féminins se rendant dans des cliniques pour ITS, des centres de soins d'urgence, des dispensaires, et des centres de planification familiale ont été inscrits dans sept sites cliniques géographiquement répartis avec des taux de prévalence variant de faible à élevé pour CT et GC. L'étude de la concordance des échantillons cliniques a évalué la concordance des deux systèmes en utilisant des échantillons sur écouvillon et d'urine de 485 sujets masculins et 576 sujets féminins. Sur les 1 991 échantillons testés, un faible pourcentage a donné initialement des résultats invalides ou équivoques pour CT ou GC sur le Tigris DTS System (20, 1,0 %) et sur les DTS Systems (14, 0,7 %). Lors de la répétition des tests, deux (2) échantillons cliniques ont donné des résultats GC équivoques sur le Tigris DTS System et n'ont pas été inclus dans les calculs d'équivalence. Le pourcentage de concordance globale ainsi que les pourcentages de concordances positifs et négatifs ont été calculés. Les échantillons donnant des résultats discordants entre les DTS Systems et le Tigris DTS System ont été testés avec les tests d'amplification de la TMA de remplacement pour CT et GC, qui sont des tests d'amplification de l'acide nucléique (TAAN) ciblant des séquences d'ARNr de CT ou de GC différentes de celles ciblées avec le test Aptima Combo 2. La répétition du test Aptima Combo 2 sur les systèmes été également effectuée sur des échantillons donnant des résultats discordants sur le Tigris DTS System et les DTS Systems.

Les Tableaux 17 et 18 donnent les concordances en pourcentage de l'ensemble pour tous les résultats de test mis en correspondance obtenus respectivement sur le Tigris DTS System et les DTS Systems pour les échantillons sur écouvillon et d'urine. La concordance globale était de 98,3 % pour les échantillons sur écouvillon et de 99,2 % pour les échantillons d'urine. Consulter les Tableaux 5a et 9a pour les estimations de la performance du test Aptima Combo 2 avec des échantillons endocervicaux sur écouvillon, urétraux masculins sur écouvillon, ainsi que les échantillons d'urine féminins et masculins testés sur les DTS Systems. Les estimations de la performance clinique du Tigris DTS System avec des échantillons endocervicaux sur écouvillon, urétraux masculins sur écouvillon ainsi que des échantillons d'urine masculins et féminins devraient être similaires compte tenu de la concordance des résultats.

### **Étude de la concordance des échantillons cliniques — Échantillons vaginaux sur écouvillon et de frottis en milieu liquide PreservCyt**

Des sujets féminins se rendant dans des centres pour ITS, des dispensaires, et des cliniques d'obstétrique/gynécologie ont fourni des échantillons vaginaux sur écouvillon et des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt. Les échantillons vaginaux sur écouvillon ont été transférés directement chez Hologic pour être testés alors que les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt ont été traités dans 2 laboratoires de cytopathologie avant leur transfert. Chez Hologic, les échantillons vaginaux sur écouvillon et de frottis en milieu liquide PreservCyt ont d'abord été analysés avec le test Aptima Combo 2 sur les DTS Systems. Les échantillons ayant des résultats définitifs invalides ou équivoques sur les DTS

Systems n'ont pas été retenus pour des tests supplémentaires sur le Tigris DTS System. Les échantillons positifs avec le test Aptima Combo 2 et un sous-ensemble d'échantillons négatifs avec le test Aptima Combo 2 ont été sélectionnés pour des tests comparatifs sur le Tigris DTS System. Cent soixante-dix (170) échantillons vaginaux sur écouvillon et 170 échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt provenant de 181 sujets féminins ont été testés sur les deux systèmes. La majorité des échantillons (110 échantillons vaginaux sur écouvillon et 107 échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt) sélectionnés pour des tests comparatifs provenaient de femmes symptomatiques. Dix-sept (17) listes de travail ont été amorcées : 13 (76,5 %) étaient valides et 4 (23,5 %) ont été invalidées en raison d'un bruit de fond élevé détecté au luminomètre de l'appareil. L'appareil présentait des raccords Detect 1 et 2 lâches qui ont pu laisser l'air pénétrer dans les tubulures ou des quantités incorrectes de réactifs de détection s'injecter. Ces listes de travail se sont avérées valides lorsque le test a été répété. Sur les 340 échantillons testés, aucun n'a donné de résultats de test invalides ou équivoques sur le Tigris DTS System.

Les Tableaux 19 et 20 donnent le pourcentage de concordance globale concernant la détection de CT et de GC pour tous les résultats de test mis en correspondance obtenus sur le Tigris DTS System et les DTS Systems pour les échantillons vaginaux sur écouvillon et les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt. Les concordances globales étaient de 98,2 % pour les échantillons vaginaux sur écouvillon et de 98,2 % pour les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt. Consulter les Tableaux 5b,5c, 9b, et 9c pour les estimations de la performance du test Aptima Combo 2 pour les échantillons vaginaux sur écouvillon et les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt testés sur les DTS Systems. Les estimations de la performance clinique pour le Tigris DTS System avec des échantillons vaginaux sur écouvillon et des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt devraient normalement être similaires compte tenu des résultats de la concordance.

### **Étude de la concordance du panel clinique CT/GC — Échantillons endocervicaux et urétraux masculins sur écouvillon, échantillons d'urine masculins et féminins**

L'étude de concordance du panel clinique CT/GC a évalué l'équivalence entre les deux systèmes en utilisant 13 panels cliniques CT/GC préparés par Hologic et contenant de 0 à 2 500 unités de formation des inclusions (IFU)/mL de CT et/ou de 0 à 125 000 unités formatrices de colonie (CFU)/mL de GC. Les panels cliniques CT/GC ont été créés à partir d'échantillons sur écouvillon et d'urine collectés auprès de 222 sujets masculins et de 117 sujets féminins qui avaient été jugés non infectés en se basant sur les résultats du test Aptima Combo 2 pour les échantillons sur écouvillon et d'urine négatifs avec les DTS Systems. Chacun des 13 panels CT/GC se composait de 5 réplicats de chaque type d'échantillon (écouvillon endocervical, écouvillon urétral masculin, échantillon d'urine féminin, échantillon d'urine masculin) pour un total de 20 réplicats par panel.

Le Tableau 21 donne le pourcentage de concordance avec les résultats CT et GC prévus pour le Tigris DTS System et pour les DTS Systems pour chacun des 13 panels CT/GC. Les concentrations s'échelonnaient de dix fois en dessous à 1 000 fois au-dessus des limites analytiques du test Aptima Combo 2 revendiquées pour 1 IFU/test pour CT et 50 CFU/test pour GC. Le Tableau 21 indique également le pourcentage de concordance globale (99,3 %) entre les résultats du panel CT/GC avec le Tigris DTS System et les DTS Systems. Les concordances positives et négatives sont indiquées dans les Tableaux 22 et 23 pour les résultats des panels CT et GC. Pour les panels d'écouvillons et d'urine, les concordances positives étaient respectivement de 100 % et de 96,2 % pour CT, et toutes deux de 100 % pour GC. Les concordances négatives pour les écouvillons et l'urine étaient respectivement de 100 % et de 98,0 % pour CT, et toutes deux de 100 % pour GC. Trois des 5 réplicats des panels d'urine féminins, qui se situaient un log en dessous de la sensibilité analytique revendiquée de 1 IFU/test pour CT avec le test Aptima Combo 2, ont donné des résultats CT sur le Tigris System. L'un des 5 réplicats du panel d'urine féminin provenant d'un panel distinct était CT sur les DTS Systems.

Tableau 17 : Étude de la concordance des échantillons cliniques : résultats des échantillons endocervicaux et urétraux masculins sur écouvillon<sup>1</sup>

Tigris DTS System	DTS Systems				Total
	CT+/GC+	CT+/GC-	CT-/GC+	CT-/GC-	
CT+/GC+	<b>30</b>	0	0	0	30
CT+/GC-	0	<b>108</b>	0	2 <sup>5</sup>	110
CT-/GC+	1 <sup>2</sup>	0	<b>67</b>	0	68
CT-/GC-	0	12 <sup>3</sup>	2 <sup>4</sup>	<b>796</b>	810
Total	31	120	69	798	1 018
Pourcentage de concordance (IC à 95 %)	96,8 % (83,3–99,9)	90,0 % (83,2–94,7)	97,1 % (89,9–99,6)	99,7 % (99,1–100)	s.o.
Pourcentage de concordance globale (IC à 95 %) : 98,3 % (97,3–99,0)					

+ dénote un résultat positif, - dénote un résultat négatif, **s.o.** = non applicable, **IC** = intervalle de confiance.

<sup>1</sup>Données non présentées : les résultats de deux échantillons étaient équivoques pour CT-/GC aussi bien sur le Tigris DTS System que les DTS Systems. Un échantillon a donné un résultat CT-/GC- sur le Tigris DTS System, mais un résultat CT-/GC équivoque sur les DTS Systems. Lors d'un second test avec le test Aptima Combo 2 sur DTS Systems, cet échantillon a donné un résultat CT-/GC-. L'échantillon a également donné un résultat GC- dans un test d'amplification TMA de remplacement.

<sup>2</sup>1/1 était CT+/GC+ lors du second test sur les DTS Systems et CT+ lors du test d'amplification TMA de remplacement.

<sup>3</sup>11 échantillons sur 12 ont été analysés à nouveau. 11/11 étaient CT-/GC- lorsqu'ils ont été testés à nouveau avec le test Aptima Combo 2 sur les DTS Systems. 9/11 étaient CT- lors du test avec le test d'amplification TMA de remplacement et 2/11 étaient CT+.

<sup>4</sup>2/2 étaient CT-/GC- lors du second test avec le test Aptima Combo 2 sur les DTS Systems et GC- lors du test d'amplification TMA de remplacement.

<sup>5</sup>2/2 étaient CT-/GC- lors du second test avec le test Aptima Combo 2 sur les DTS Systems et CT- lors du test d'amplification TMA de remplacement.

Tableau 18 : Étude de la concordance des échantillons cliniques : résultats des échantillons d'urine masculins et féminins

Tigris DTS System	DTS Systems				Total
	CT+/GC+	CT+/GC-	CT-/GC+	CT-/GC-	
CT+/GC+	<b>32</b>	0	0	0	32
CT+/GC-	0	<b>100</b>	0	1 <sup>3</sup>	101
CT-/GC+	0	0	<b>52</b>	0	52
CT-/GC-	0	8 <sup>1</sup>	1 <sup>2</sup>	<b>776</b>	785
Total	32	108	53	777	970
Pourcentage de concordance (IC à 95 %)	100 % (89,1–100)	92,6 % (85,9–96,7)	98,1 % (89,9–100)	99,9 % (99,3–100)	s.o.
Pourcentage de concordance globale (IC à 95 %) : 99,2 % (98,1–99,5)					

+ dénote un résultat positif, - dénote un résultat négatif, **s.o.** = non applicable, **IC** = intervalle de confiance.

<sup>1</sup>7/8 étaient CT-/GC- lors du second test avec le test Aptima Combo 2 sur les DTS Systems et CT- lors du test d'amplification TMA de remplacement.

<sup>1</sup>8 était CT+/GC- lors du second test avec le test Aptima Combo 2 sur les DTS Systems et CT+ lors du test d'amplification TMA de remplacement.

<sup>2</sup>1/1 était CT-/GC- lors du second test avec le test Aptima Combo 2 sur les DTS Systems et GC- lors du test d'amplification TMA de remplacement.

<sup>3</sup>1/1 était CT-/GC- lors du second test avec le test Aptima Combo 2 sur les DTS Systems et CT+ lors du test d'amplification TMA de remplacement.

Tableau 19 : Étude de la concordance des échantillons cliniques : résultats des échantillons vaginaux sur écouvillon

Tigris DTS System	DTS Systems				Total
	CT+/GC+	CT+/GC-	CT-/GC+	CT-/GC-	
CT+/GC+	<b>26</b>	0	0	0	26
CT+/GC-	0	44	0	2	46
CT-/GC+	0	0	<b>24</b>	0	24
CT-/GC-	0	0	1	73	74
Total	26	44	25	75	170
Pourcentage de concordance (IC à 95 %)	100 % (86,8–100)	100 % (92,0–100)	96,0 % (79,6–99,9)	97,3 % (90,7–99,7)	s.o.
Pourcentage de concordance globale (IC à 95 %) : 98,2 % (94,9–99,6)					

+ dénote un résultat positif, - dénote un résultat négatif, **s.o.** = non applicable, **IC** = intervalle de confiance.

Tableau 20 : Étude de la concordance des échantillons cliniques : résultats des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt

Tigris DTS System	DTS Systems				Total
	CT+/GC+	CT+/GC-	CT-/GC+	CT-/GC-	
CT+/GC+	<b>26</b>	0	0	0	26
CT+/GC-	0	<b>44</b>	0	1	45
CT-/GC+	0	0	<b>24</b>	0	24
CT-/GC-	0	1	1	<b>73</b>	75
Total	26	45	25	74	170
Pourcentage de concordance (IC à 95 %)	100 % (86,8–100)	97,8 % (88,2–99,9)	96,0 % (79,6–99,9)	98,6 % (92,7–100)	s.o.
Pourcentage de concordance globale (IC à 95 %) : 98,2 % (94,9–99,6)					

+ dénote un résultat positif, - dénote un résultat négatif, **s.o.** = non applicable, **IC** = intervalle de confiance.

Tableau 21 : Étude de la concordance du panel clinique CT/GC : concordance avec les résultats CT et GC prévus pour les panels des écouvillons endocervicaux, des écouvillons urétraux masculins et des échantillons d'urine masculins et féminins

Membre du panel CT/GC	Concentration des échantillons du panel <sup>1</sup>		Réplicats	CT		GC	
	CT	GC		Tigris %Concord.	DTS %Concord.	Tigris %Concord.	DTS %Concord.
	IFU/mL	CFU/mL					
Faible/Faible	2,5	125	20	100	100	100	100
Faible/Élevée	2,5	125 000	20	100	95 <sup>3</sup>	100	100
Élevée/Faible	2 500	125	20	100	100	100	100
Élevée/Élevée	2 500	125 000	20	100	100	100	100
Très faible/Nég.	0,25 <sup>2</sup>	0	20	85 <sup>4</sup>	100	100	100
Faible/Nég.	2,5	0	20	100	100	100	100
Moyen/Nég.	25	0	20	100	100	100	100
Élevée/Nég.	2 500	0	20	100	100	100	100
Nég./Très faible	0	12,5	20	100	100	100	100
Nég./Faible	0	125	20	100	100	100	100
Nég./Moyen	0	1 250	19	100	100	100	100
Nég./Élevée	0	125 000	20	100	100	100	100
Nég./Nég.	0	0	20	100	100	100	100

Pourcentage de concordance globale entre Tigris et DTS (IC à 95 %) : 99,3 % (98,3–99,8)

IFU = unités de formation des inclusions, CFU = unités de formation de colonies, IC = intervalle de confiance, Tigris %Concord. = concordance entre le Tigris System et les résultats attendus, DTS %Concord. = concordance entre le DTS System et les résultats attendus.

<sup>1</sup>Un tube de prélèvement contient environ 2,9 mL de milieu de transport pour les échantillons sur écouvillon et 4,0 mL de milieu de transport/mélange pour urine pour les échantillons d'urine.

<sup>2</sup>La concentration de CT dans ce membre du panel clinique CT/GC se situe un log en dessous de la sensibilité analytique revendiquée pour le test Aptima Combo 2 qui est de 1 IFU/test (7,25 IFU/écouvillon, 5 IFU/mL d'urine).

<sup>3</sup>Un des 5 panels d'urine de sujets féminins était CT- sur les DTS Systems.

<sup>4</sup>Trois des 5 répliquats du panel d'urine féminine étaient CT- sur le Tigris DTS System.

Tableau 22 : Étude de la concordance du panel clinique CT/GC : résultats CT pour les panels endocervicaux, urétraux sur écouvillon masculins et d'urine masculins et féminins

Échantillon	N	DTS+	DTS+	DTS-	DTS-	Concordance positive (IC à 95 %)	Concordance négative (IC à 95 %)
		Tigris+ n	Tigris- n	Tigris+ n	Tigris- n		
Écouvillon	129	80	0	0	49	100 (95,5–100)	100 (92,7–100)
Urine	130	76	3 <sup>1</sup>	1 <sup>2</sup>	50	96,2 (89,3–99,2)	98,0 (89,6–100)

+ dénote un résultat positif, - dénote un résultat négatif, IC = Intervalle de confiance.

<sup>1</sup>Trois des 5 répliquats des panels d'urine féminins, qui se situaient un log en dessous de la sensibilité analytique revendiquée de 11FU/test pour CT avec le test Aptima Combo 2, ont donné des résultats CT- sur le Tigris DTS System.

<sup>2</sup>Un des 5 panels d'urine de sujets féminins était CT- sur les DTS Systems.

Tableau 23 : Étude de la concordance du panel clinique CT/GC : résultats GC pour les panels endocervicaux, urétraux sur écouvillon masculins et d'urine masculins et féminins

Échantillon	N	DTS+	DTS+	DTS-	DTS-	Concordance positive (IC à 95 %)	Concordance négative (IC à 95 %)
		Tigris+ n	Tigris- n	Tigris+ n	Tigris- n		
Écouvillon	129	79	0	0	50	100 (95,4–100)	100 (92,9–100)
Urine	130	80	0	0	50	100 (95,5–100)	100 (92,9–100)

+ dénote un résultat positif, - dénote un résultat négatif, IC = Intervalle de confiance, Tigris = Tigris DTS.

## Étude de la précision

La précision du Tigris DTS System (c.-à-d. la reproductibilité) a été évaluée chez Hologic et dans un site clinique externe. La précision du test Aptima Combo 2 a été évaluée sur trois Tigris Systems, dans deux sites d'étude, avec deux lots de kit de tests Aptima Combo 2 et par quatre utilisateurs. Le Tableau 24 présente les données de précision RLU en termes de moyenne, d'écart-type, de coefficient de variation (CV) et de pourcentage de concordance avec les résultats attendus des calculs de variabilité d'un site à l'autre, d'un utilisateur à l'autre, d'un lot à l'autre, d'une série à l'autre et intra-série.

Au niveau du site externe, deux utilisateurs ont effectué trois listes de travail (c.-à-d., des séries) par lot de kit de tests Aptima Combo 2 sur un Tigris DTS System, effectuant au total 6 listes de travail chacun. Chez Hologic, deux utilisateurs ont effectué trois listes de travail par lot de kit de tests Aptima Combo 2 sur chacun des deux Tigris DTS Systems, effectuant au total 12 listes de travail chacun. Il y a donc eu au total 36 listes de travail effectuées. Chaque liste de travail se composait de six panels de précision identiques de 12 membres contenant de 0 à 2 000 fg/test d'ARNr de CT et/ou de 0 à 2 433 fg/test d'ARNr de GC. Chaque liste de travail se composait de six panels de précision identiques de 12 membres contenant de 0 à 2 000 fg/test d'ARNr de CT et/ou de 0 à 5 000 fg/test d'ARNr de GC. Les membres des panels contenant CT et GC ont été classés comme ayant des concentrations de CT faibles (5 ou 100 fg/test), moyennes (1 000 fg/test) ou élevées ( $\geq 2 000$  fg/test) et ayant des concentrations de GC faibles ( $\leq 250$  fg/test), moyenne (environ 2 400 fg/test) ou élevées (5 000 fg/test). La reproductibilité a été établie en enrichissant le STM avec de l'ARNr. La reproductibilité lors des tests d'échantillons sur écouvillon et urinaires contenant l'organisme cible n'a pas été déterminée. La précision a été estimée conformément aux directives EP5-A du NCCLS (34).

Tableau 24 : Données de précision pour le Tigris DTS System

Conc.		Moyenne RLU N	Moyenne RLU (x1 000)	% Concord.	Intra-série		D'un site à l'autre		D'un lot à l'autre		D'un utilisateur à l'autre		D'une série à l'autre	
CT	GC				SD (RLU x1 000)	CV (%)	SD (RLU x1 000)	CV (%)	SD (RLU x1 000)	CV (%)	SD (RLU x1 000)	CV (%)	SD (RLU x1 000)	CV (%)
Nég.	Nég.	647	4	100	1,25	26,2	0,66	13,9	0,05	1,0	0,08	1,7	0,30	6,4
Nég.	Élevé	215	1 216	100	28,5	2,3	61,2	5,0	10,0	0,8	0	0	17,1	1,4
Élevé	Nég.	216	1 266	100	38,8	3,0	0	0	93,1	7,3	40,8	3,2	40,4	3,1
Élevé	Élevé	210	2 445	100	54,2	2,2	40,0	1,6	110,3	4,5	28,4	1,1	52,3	2,1
Nég.	Faible <sup>1</sup>	217	1 132	100	30,3	2,6	61,0	5,3	0	0,0	20,7	1,8	18,5	1,6
Faible <sup>1</sup>	Nég.	214	1 053	100	72,8	6,9	1,5	0,1	73,8	7,0	28,5	2,7	26,9	2,5
Moy.	Moy.	214	2 429	100	48,8	2,0	40,0	1,6	101,1	4,1	0	0	52,9	2,1
Faible <sup>1</sup>	Faible <sup>1</sup>	216	2 112	99,5	112,3	5,3	84,1	3,9	33,2	1,5	34,2	1,6	52,9	2,5
Faible <sup>1</sup>	Élevé	216	2 282	100	77,3	3,3	97,8	4,2	59,3	2,6	0	0	41,7	1,8
Élevé	Faible <sup>1</sup>	215	2 318	100	61,1	2,6	50,7	2,1	86,2	3,7	4,6	0,2	42,4	1,8

SD = écart-type, %CV = pourcentage du coefficient de variation, % Concord. = pourcentage de concordance, Conc = concentration. Remarque : La variabilité découlant de certains facteurs peut être numériquement négative, phénomène pouvant survenir si la variabilité due à ces facteurs est très faible. Si tel est le cas, la variabilité mesurée avec l'écart-type et le %CV est fixée à zéro. Consulter les directives EP5-A approuvées par le NCCLS (34).

<sup>1</sup>Des échantillons de panel à faible concentration ont été ensemencés aux seuils de sensibilité analytique revendiqués pour le test (5 fg d'ARNr de CT/test, 250 fg d'ARNr de GC/test, ou les deux pour l'échantillon doublement positif). Pour CT, le niveau cible testé équivaut approximativement à 36 fg/écouvillon et à 25 fg/mL d'urine. Pour GC, le niveau cible testé équivaut approximativement à 1 800 fg/écouvillon et à 1 250 fg/mL d'urine. En se basant sur la taille du génome et le rapport estimé ADN/RNA par cellule pour chaque organisme, 5 fg équivaut à 1 IFU de CT et 250 fg équivaut à 50 cellules de GC.

## **Performance analytique du Tigris DTS System**

Consulter *Performance analytique du Panther System* pour connaître le rendement analytique spécifique au Panther System.

### **Étude de l'équivalence de la sensibilité analytique**

Les dilutions de trois sérotypes CT (E, F, G) associés aux infections de l'appareil génito-urinaire ont été testés sur les trois appareils du Tigris DTS System et parallèlement sur les DTS Systems. Les sérotypes CT ont été dilués dans le milieu de transport pour écouvillon et un groupe d'échantillons d'urine traités. Les concentrations variaient de 3 unités de formation des inclusions (IFU) par test à 0,1 IFU par test, soit un log en dessous de la sensibilité analytique revendiquée pour le test d'une IFU par test (7,25 IFU/écouvillon, 5 IFU/mL d'urine). La positivité en pourcentage entre le Tigris DTS System et les DTS Systems équivalait à un intervalle de confiance de 95 % pour les trois sérotypes jusqu'au taux de sensibilité analytique revendiqué. Les dilutions inférieures à ce taux ont aussi donné des résultats positifs sur les deux plateformes. Une sensibilité comparable a été démontrée à un seuil de détection d'une IFU par test entre le Tigris DTS et les DTS Systems.

Un panel de sensibilité d'un groupe d'échantillons vaginaux et un panel de sensibilité d'un groupe d'échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt après traitement ont été préparés à une concentration de 5 fg d'ARNr de CT et 60 répliqués ont été testés sur le Tigris DTS System. Le pourcentage de positivité (IC à 95 %) avec le Tigris DTS System était de 100 % (95,1–100) pour les échantillons vaginaux sur écouvillon et de 100 % (95,1–100) pour les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt après traitement.

Les dilutions de trois isolats cliniques de GC ont été testés sur le Tigris DTS System et en parallèle sur les DTS Systems. Les isolats de GC ont été dilués dans le milieu de transport pour écouvillon et un groupe d'échantillons d'urine traités. Les concentrations variaient de 150 cellules par test à 5 cellules par test, soit un log en dessous de la sensibilité analytique revendiquée pour le test de 50 cellules/test (362 cellules/écouvillon, 250 cellules/mL d'urine). La positivité en pourcentage entre le Tigris DTS System et les DTS Systems équivalait à un intervalle de confiance de 95 % pour les trois isolats jusqu'au taux de sensibilité analytique revendiqué. Les dilutions inférieures à ce taux ont aussi donné des résultats positifs sur les deux plateformes. Une sensibilité comparable a été démontrée à un seuil de détection de 50 cellules par test entre le Tigris DTS System et les DTS Systems sur l'ensemble.

Un panel de sensibilité d'un groupe d'échantillons vaginaux et un panel de sensibilité d'un groupe d'échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt après traitement ont été préparés à une concentration de 250 fg d'ARNr de GC et 60 répliqués ont été testés sur le Tigris DTS System. Le pourcentage de positivité (IC à 95 %) avec le Tigris DTS System était de 100 % (95,1–100) pour les échantillons vaginaux sur écouvillon et de 100 % (95,1–100) pour les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt après traitement.

### **Étude des panels cliniques enrichis avec de l'ARNr de CT/GC — Échantillons vaginaux sur écouvillon et échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt**

L'étude des panels cliniques enrichis avec de l'ARNr de CT/GC a évalué la concordance entre les deux systèmes en utilisant deux panels cliniques CT/GC préparés par Hologic et enrichis avec de 0 à 5 000 fg d'ARNr/test de CT et/ou de 0 à 250 000 fg d'ARNr/test de GC. Les panels cliniques CT/GC ont été créés à partir d'échantillons vaginaux sur écouvillon et d'échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt collectés sur 309 sujets féminins dont les échantillons avaient donné des résultats négatifs avec le test Aptima Combo 2 sur les DTS Systems lorsqu'ils ont été testés chez Hologic. Les échantillons négatifs ont été

groupés par type d'échantillon, ensemencés ou non ensemencés avec de l'ARNr de CT et/ou de GC et aliquotés comme répliqués de chaque échantillon du panel. Les répliqués de chacun des 13 échantillons du panel ensemencés avec des concentrations d'ARNr différentes ont été combinés pour créer un panel clinique pour chaque type de prélèvement. Chaque panel contenait un total de 132 répliqués.

Un répliquat d'écouvillon vaginal provenant d'un échantillon de panel ayant une très faible concentration de CT (0,05 fg d'ARNr/test) a donné un résultat CT équivoque sur les DTS Systems.

Le Tableau 25 indique la concordance en pourcentage de chaque taux d'ARNr dans les panels respectifs des écouvillons vaginaux et des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt, avec les résultats CT et GC attendus pour le Tigris DTS System et les DTS Systems. Les concentrations s'échelonnaient de 1 log en dessous à 3 log au-dessus des 5 fg d'ARNr/test pour CT et 250 fg d'ARNr/test pour GC. Le Tableau 25 indique également les concordances en pourcentage d'ensemble (99,2 % pour le panel des écouvillons vaginaux et 100 % pour le panel des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt).

Tableau 25 : Étude de la concordance des panels cliniques de CT/GC enrichis avec de l'ARNr : concordance avec les résultats CT et GC prévus pour les panels des écouvillons vaginaux et des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt

Membre du panel CT/GC	Concentration (fg d'ARNr/test)		Répliqués	Panel des écouvillons vaginaux				Panel des échantillons de frottis milieu liquide PreservCyt			
	CT	GC		CT		GC		CT		GC	
				Tigris %Concord.	DTS %Concord.	Tigris %Concord.	DTS %Concord.	Tigris %Concord.	DTS %Concord.	Tigris %Concord.	DTS %Concord.
Faible/Faible	5	250	10	100	100	100	100	100	100	100	100
Faible/Élevée	5	250 000	10	100	100	100	100	100	100	100	100
Élevée/Faible	5 000	250	10	100	100	100	100	100	100	100	100
Élevée/Élevée	5 000	250 000	10	100	100	100	100	100	100	100	100
Très faible/Nég.	0,5	0	10	100	88,9 <sup>1</sup>	100	100	100	100	100	100
Faible/Nég.	5	0	10	100	100	100	100	100	100	100	100
Moyen/Nég.	50	0	10	100	100	100	100	100	100	100	100
Élevée/Nég.	5 000	0	10	100	100	100	100	100	100	100	100
Nég./Très faible	0	25	10	100	100	100	100	100	100	100	100
Nég./Faible	0	250	10	100	100	100	100	100	100	100	100
Nég./Moyen	0	2 500	10	100	100	100	100	100	100	100	100
Nég./Élevée	0	250 000	10	100	100	100	100	100	100	100	100
Nég./Nég.	0	0	12	100	100	100	100	100	100	100	100
				Pourcentage de concordance globale entre Tigris et DTS (IC à 95 %) :				Pourcentage de concordance globale entre Tigris et DTS (IC à 95 %) :			
				99,2 % (95,8–100)				100 % (97,2–100)			

**DTS % Concord.** = concordance entre les DTS Systems et les résultats attendus, **IC** = intervalle de confiance, **Tigris % Concord.** = concordance entre le Tigris DTS System et les résultats attendus.

<sup>1</sup> 1 répliquat sur 10 a donné un résultat CT équivoque sur les DTS Systems et a été exclu de cette analyse. 8/9 ont concordé avec les résultats attendus. 1/9 était CT- sur les DTS Systems. La concentration CT de ce membre du panel est 1 log en dessous de 5 fg d'ARNr/test.

## Étude de l'équivalence de la spécificité analytique

Pour un test d'amplification de l'acide nucléique, la spécificité analytique concernant les organismes individuels est en grande partie déterminée par la chimie du test (par ex., séquences d'oligonucléotides) plutôt que par la plate-forme. Étant donné que les réactifs du test Aptima Combo 2 sont identiques entre le Tigris DTS System et les DTS Systems, les expérimentations de spécificité analytique sur le Tigris DTS System étaient destinées à porter sur les isolats de culture les plus complexes. Parmi ces organismes figuraient ceux qui sont connus pour avoir une réactivité croisée dans d'autres tests d'amplification. Vingt-quatre (24) isolats de culture ont été sélectionnés dans le panel d'organismes du Tableau 15, y compris 3 organismes qui sont très étroitement liés à CT et 17 organismes étroitement liés à GC. Tous les organismes testés ont donné des résultats négatifs sur le Tigris DTS System.

## Étude de l'équivalence des substances interférentes

Le sang, une substance que l'on trouve couramment dans les échantillons génito-urinaires, peut interférer avec certains tests d'amplification. Le sang total a été utilisé pour établir le degré d'interférence du sang sur le Tigris DTS System et l'équivalence entre le Tigris DTS System et les DTS Systems concernant ce potentiel d'interférence. Du sang frais a été ajouté aux groupes d'écouvillons cliniques, d'écouvillons vaginaux, d'échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt déjà traités et d'échantillons d'urine, puis testés pour toute interférence éventuelle avec le test en l'absence ou en présence de CT et GC cible. Une concentration d'ARNr estimée équivalente à une IFU de CT/test (5 fg/test) et à 50 cellules de GC/test (250 fg/test) a été utilisée étant donné qu'elle représente la sensibilité analytique du test. Les concentrations d'ARNr équivalentes ont été calculées d'après la taille du génome et le ratio estimé ADN:ARN/cellule de chaque organisme. Les échantillons ont été testés sur deux Tigris DTS Systems. Tous les échantillons contenant de l'acide nucléique cible étaient positifs lorsqu'ils ont été testés à un taux de 10 % (vol/vol) de sang dans les échantillons sur écouvillon, les échantillons vaginaux sur écouvillon, les échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt après traitement et 30 % (vol/vol) de sang dans les échantillons d'urine. Tous les échantillons qui ne contenaient pas la cible ont été correctement identifiés comme étant négatifs à CT et GC. Ces résultats sont identiques à ceux démontrés pour les DTS Systems lorsqu'ils sont enrichis avec les mêmes quantités de sang.

Le sang ajouté aux écouvillons, aux écouvillons vaginaux, aux échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt après traitement et aux échantillons d'urine à des taux bien supérieurs à ce que l'on pourrait s'attendre avec une collecte d'échantillons normal, n'a pas interféré avec les résultats sur le Tigris DTS System.

## Études de la contamination de transfert pour le Tigris DTS System

Afin d'établir que le Tigris DTS System minimise les risques de résultats faussement positifs liés à une contamination de transfert, une étude analytique de plusieurs jours a été réalisée à l'aide de panelsensemencés sur trois Tigris DTS Systems. L'étude a utilisé 20 % des échantillons avec une valeur cible élevée contenant  $1,0 \times 10^9$  cellules/réaction, qui ont été aléatoirement répartis parmi les 80 % d'échantillons négatifs contenant le milieu de transport de l'écouvillon. Pendant la durée de l'étude, 1 372 échantillons avec une valeur cible élevée et 5 516 échantillons négatifs ont été testés sur les trois Tigris DTS Systems. Le taux de contamination de transfert global, résultats faussement positifs et équivoques compris, a été en moyenne de 0,3 % (18/5 491). Au total, 25 échantillons négatifs ont été signalés comme invalides et exclus des calculs. Une analyse distincte a été effectuée sur un sous-ensemble de la population de l'étude constitué des échantillons négatifs testés immédiatement à la suite des résultats positifs avec une valeur cible élevée. Le taux de contamination de transfert pour ce sous-ensemble de la population, résultats faussement positifs et équivoques compris, a été en moyenne de 1,1 % (12/1 097). Concernant les résultats faussement positifs de ce sous-ensemble, le taux de contamination de transfert a varié de 0 % à 1,1 % sur les trois Tigris DTS Systems. Concernant les résultats équivoques de ce sous-ensemble, le taux de contamination de transfert a varié de 0 % à 0,9 % sur les trois Tigris DTS Systems. Ces résultats indiquent que la contamination est minimisée sur le Tigris DTS System.

## **Performance clinique du Panther System avec des échantillons extragénitaux**

### **Valeur attendue pour le Panther System**

#### **Prévalence**

La prévalence d'infections à CT et à GC dans les populations de patients dépend des facteurs de risque tels que l'âge, le sexe, la présence ou l'absence de symptômes, le type de clinique et la sensibilité du test de détection utilisé. Un résumé de la positivité de trois résultats d'infections à CT et à GC dans des échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon, tels que déterminés par le test Aptima Combo 2, est indiqué dans le Tableau 26 pour l'étude clinique multicentrique par site clinique et pour l'ensemble.

Tableau 26 : Prévalence des infections à CT et à GC telle que déterminée par le test Aptima Combo 2 dans des échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon par site clinique

Site	% de prévalence (nbre de positifs/nbre testés avec résultats valides)					
	ER			EP		
	CT+/GC-	CT-/GC+	CT+/GC+	CT-/GC-	CT-/GC+	CT+/GC+
1	10,6 (15/141)	6,4 (9/141)	2,1 (3/141)	2,8 (4/143)	9,8 (14/143)	0,0 (0/143)
2	6,3 (14/223)	1,3 (3/223)	0,4 (1/223)	0,4 (1/225)	1,3 (3/225)	0,0 (0/225)
3	4,5 (16/357)	4,5 (16/357)	3,4 (12/357)	0,8 (3/363)	5,5 (20/363)	0,3 (1/363)
4	1,8 (2/110)	0,9 (1/110)	0,0 (0/110)	0,9 (1/112)	1,8 (2/112)	0,0 (0/112)
5	4,2 (14/332)	3,6 (12/332)	2,4 (8/332)	1,5 (5/333)	4,5 (15/333)	0,6 (2/333)
6	2,5 (10/395)	5,8 (23/395)	0,8 (3/395)	1,0 (4/398)	7,8 (31/398)	0,3 (1/398)
7	5,5 (16/290)	5,5 (16/290)	3,4 (10/290)	1,7 (5/288)	9,7 (28/288)	0,3 (1/288)
8	10,9 (40/366)	6,3 (23/366)	1,6 (6/366)	4,1 (15/367)	10,4 (38/367)	0,3 (1/367)
9	9,8 (34/348)	12,9 (45/348)	4,6 (16/348)	1,7 (6/355)	17,2 (61/355)	0,8 (3/355)
Tous	6,3 (161/2562)	5,8 (148/2562)	2,3 (59/2562)	1,7 (44/2584)	8,2 (212/2584)	0,3 (9/2584)

ER = écouvillon rectal, EP = écouvillon pharyngé.

Remarque : la prévalence des infections à CT et à GC a été estimée à partir d'échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon provenant de sujets symptomatiques et asymptomatiques.

### **Performance clinique du Panther System pour les échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon**

Une étude clinique, multicentrique et prospective a été menée pour établir les caractéristiques de performance du test Aptima Combo 2 sur le Panther System avec des échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon. Les échantillons ont été prélevés auprès de patients symptomatiques et asymptomatiques de sexe masculin et féminin inscrits dans 9 sites cliniques géographiquement et ethniquement répartis aux États-Unis. Ils provenaient notamment de cliniques de dépistage et de prise en charge des ITS, de planification familiale, de santé pour étudiants et pour femmes, de prise en charge du VIH et d'établissements cliniques dédiés à la communauté LGBT. Les sujets ont été classés comme symptomatiques au site anatomique rectal et/ou pharyngé s'ils ont fait état de symptômes spécifiques au site anatomique. Parmi les 2 767 sujets inscrits, 8 n'ont pas participé à la visite de collecte et ne disposaient donc pas d'échantillons disponibles pour le test, 167 disposaient d'échantillons testés mais ont été exclus en raison de variations de

température ayant compromis l'intégrité des échantillons et 1 ne disposait d'aucun échantillon testé par erreur. Sur les 2 591 sujets non exclus dont au moins un type d'échantillon a été testé, 181 étaient âgés de 18 à 20 ans, 565 de 21 à 25 ans et 1 845 avaient plus de 25 ans.

Le clinicien a prélevé jusqu'à huit échantillons sur chaque sujet : 4 échantillons rectaux sur écouvillon et 4 échantillons pharyngés sur écouvillon, collectés de façon aléatoire. Les échantillons ont été traités à des fins d'analyses CT/GC avec le test Aptima Combo 2 et différents TAAN conformément aux instructions indiquées sur la notice du test correspondant au kit de collecte d'échantillons.

Les résultats obtenus avec jusqu'à trois TAAN de référence – autorisés pour la détection d'infections urogénitales à CT/GC et validés pour être employés avec des échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon – ont été utilisés pour établir l'état d'infection du site anatomique (ASIS, anatomic site infected status) à chaque site anatomique et pour chaque sujet. L'ASIS a été déterminé à partir des résultats des tests réalisés sur le même type d'échantillon. Les sujets ont été classés comme étant infectés en cas de résultat positif avec au moins deux TAAN de référence, et comme étant non infectés si au moins 2 des résultats de référence étaient négatifs; le troisième TAAN de référence (subsidaire) était nécessaire uniquement en cas de discordance entre les 2 premiers résultats de référence (consulter les Tableaux 31, 32, 33 et 34 pour les algorithmes ASIS).

Au total, 5 500 échantillons ont été analysés avec le test Aptima Combo 2 sur le Panther System, y compris ceux des 167 sujets dont les résultats ont été exclus en raison de variations de température. Les échantillons ont été répartis entre deux laboratoires externes. Les sites ont reçu pour instruction de refaire les tests sur les échantillons dont les résultats initiaux étaient invalides, équivoques ou incorrects. L'ensemble des échantillons à l'exception d'1 (5 499/5 500) ont finalement obtenu des résultats valides à l'issue des nouveaux tests exigés.

Parmi les 2 591 sujets non exclus dont au moins un type d'échantillon a été testé, les échantillons suivants ont été exclus des analyses de performance : 6 échantillons pharyngés ont été exclus des évaluations de performance CT (4 non testés avec le test Aptima Combo 2 et 2 avec un ASIS invalide/indéterminé); 12 échantillons pharyngés ont été exclus des évaluations de performance GC (4 avec des résultats invalides ou non signalés pour le test Aptima Combo 2, 3 avec des résultats finaux équivoques au test Aptima Combo 2 et 5 avec un ASIS invalide/indéterminé); 29 échantillons rectaux ont été exclus des évaluations de performance CT (2 échantillons non collectés, 1 avec des résultats invalides au test Aptima Combo 2, 9 non testés avec le test Aptima Combo 2, 12 avec des résultats finaux équivoques au test Aptima Combo 2 et 5 avec un ASIS invalide/indéterminé); et 22 échantillons rectaux sur écouvillon ont été exclus des évaluations de performance GC (2 échantillons non collectés, 1 avec des résultats invalides au test Aptima Combo 2, 9 non testés avec le test Aptima Combo 2, 5 avec des résultats finaux équivoques au test Aptima Combo 2 et 5 avec un ASIS invalide/indéterminé).

### Résultats de performance pour *Chlamydia trachomatis*

Les Tableaux 27 et 28 indiquent les valeurs CPP, CPN et prédictives dans l'ensemble et par état des symptômes, respectivement, associées à la détection de CT selon l'ASIS dans les échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon.

Tableau 27 : Caractéristiques de performance du test Aptima Combo 2 pour la détection de CT dans les échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon

Type d'échantillon	n	ASIS+/AC2+	ASIS-/AC2+	ASIS-/AC2-	ASIS+/AC2-	Prév. %	CPP % (IC à 95 %) <sup>1</sup>	CPN % (IC à 95 %) <sup>1</sup>	VPP % (IC à 95 %) <sup>2</sup>	VPN % (IC à 95 %) <sup>2</sup>
ER	2 562	197	25 <sup>3</sup>	2 322	18 <sup>4</sup>	8,4	91,6 (87,2–94,6)	98,9 (98,4–99,3)	88,7 (84,4–92,3)	99,2 (98,8–99,5)
EP	2 585	45	8 <sup>5</sup>	2 526	6 <sup>6</sup>	2,0	88,2 (76,6–94,5)	99,7 (99,4–99,8)	84,9 (74,5–92,5)	99,8 (99,5–99,9)

**AC2** = test Aptima Combo 2, **ASIS** = état d'infection du site anatomique (anatomic site infected status), **CI** = intervalle de confiance, **CPN** = concordance prédictive négative, **VPN** = valeur prédictive négative, **CPP** = concordance prédictive positive, **VPP** = valeur prédictive positive, **Prév** = prévalence, **ER** = écouvillon rectal, **EP** = écouvillon pharyngé.

<sup>1</sup>Score de l'IC

<sup>2</sup>VPP à IC à 95 % calculée à partir de l'IC précis à 95 % pour le rapport de probabilité positif, VPN à IC à 95 % calculée à partir de l'IC à 95 % pour le rapport de probabilité négatif.

<sup>3</sup>14/25 sujets présentaient un résultat CT positif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>4</sup>12/18 sujets présentaient un résultat CT négatif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>5</sup>3/8 sujets présentaient un résultat CT positif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>6</sup>2/6 sujets présentaient un résultat CT négatif pour l'un des trois tests de référence.

Tableau 28 : Caractéristiques de performance du test Aptima Combo 2 pour la détection de CT par état des symptômes dans les échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon

Type d'échantillon	État des symptômes	n	ASIS+/AC2+	ASIS-/AC2+	ASIS-/AC2-	ASIS+/AC2-	Prév. %	CPP % (IC à 95 %) <sup>1</sup>	CPN % (IC à 95 %) <sup>1</sup>	VPP % (IC à 95 %) <sup>1</sup>	VPN % (IC à 95 %) <sup>1</sup>
ER	Sym	190	23	2 <sup>3</sup>	164	1 <sup>4</sup>	12,6	95,8 (79,8–99,3)	98,8 (95,7–99,7)	92,0 (77,0–98,8)	99,4 (97,0–100)
	Asym	2 372	174	23 <sup>5</sup>	2 158	17 <sup>6</sup>	8,1	91,1 (86,2–94,4)	98,9 (98,4–99,3)	88,3 (83,6–92,1)	99,2 (98,8–99,5)
EP	Sym	306	9	1 <sup>7</sup>	296	0	2,9	100 (70,1–100)	99,7 (98,1–99,9)	90,0 (61,9–99,7)	100 (99,0–100)
	Asym	2 279	36	7 <sup>8</sup>	2 230	6 <sup>9</sup>	1,8	85,7 (72,2–93,3)	99,7 (99,4–99,8)	83,7 (71,9–92,4)	99,7 (99,5–99,9)

**AC2** = test Aptima Combo 2, **ASIS** = état d'infection du site anatomique (anatomic site infected status), **Asym** = asymptomatique, **IC** = intervalle de confiance, **CPN** = concordance prédictive négative, **VPN** = valeur prédictive négative, **CPP** = concordance prédictive positive, **VPP** = valeur prédictive positive, **Prév** = prévalence, **ER** = écouvillon rectal, **Sym** = symptomatique, **EP** = écouvillon pharyngé.

<sup>1</sup>Score de l'IC

<sup>2</sup>VPP à IC à 95 % calculée à partir de l'IC précis à 95 % pour le rapport de probabilité positif, VPN à IC à 95 % calculée à partir de l'IC à 95 % pour le rapport de probabilité négatif.

<sup>3</sup>2/2 sujets présentaient un résultat CT positif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>4</sup>1/1 sujets présentaient un résultat CT négatif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>5</sup>12/23 sujets présentaient un résultat CT positif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>6</sup>11/17 sujets présentaient un résultat CT négatif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>7</sup>1/1 sujet présentait des résultats CT négatifs pour l'ensemble des TAAN de référence.

<sup>8</sup>3/7 sujets présentaient un résultat CT positif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>9</sup>2/6 sujets présentaient un résultat CT négatif pour l'un des trois tests de référence.

**Résultats de performance pour *Neisseria gonorrhoeae***

Les Tableaux 29 et 30 indiquent les valeurs CPP, CPN et prédictives dans l'ensemble et par état des symptômes, respectivement, associées à la détection de GC selon l'ASIS dans les échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon.

**Tableau 29 : Caractéristiques de performance du test Aptima Combo 2 pour la détection de GC dans les échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon**

Type d'échantillon	n	ASIS+/AC2+	ASIS-/AC2+	ASIS-/AC2-	ASIS+/AC2-	Prév. %	CPP % (IC à 95 %) <sup>1</sup>	CPN % (IC à 95 %) <sup>1</sup>	VPP % (IC à 95 %) <sup>2</sup>	VPN % (IC à 95 %) <sup>2</sup>
ER	2 569	192	13 <sup>3</sup>	2 359	5 <sup>4</sup>	7,7	97,5 (94,2–98,9)	99,5 (99,1–99,7)	93,7 (89,8–96,4)	99,8 (99,5–99,9)
EP	2 579	195	25 <sup>5</sup>	2 351	8 <sup>6</sup>	7,9	96,1 (92,4–98,0)	98,9 (98,5–99,3)	88,6 (84,2–92,2)	99,7 (99,3–99,9)

**AC2** = test Aptima Combo 2, **ASIS** = état d'infection du site anatomique (anatomic site infected status), **IC** = intervalle de confiance, **CPN** = concordance prédictive négative, **VPN** = valeur prédictive négative, **CPP** = concordance prédictive positive, **VPP** = valeur prédictive positive, **Prév** = prévalence, **ER** = écouvillon rectal, **EP** = écouvillon pharyngé.

<sup>1</sup>Score de l'IC

<sup>2</sup>VPP à IC à 95 % calculée à partir de l'IC précis à 95 % pour le rapport de probabilité positif, VPN à IC à 95 % calculée à partir de l'IC à 95 % pour le rapport de probabilité négatif.

<sup>3</sup>9/13 sujets présentaient un résultat CT positif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>4</sup>4/5 sujets présentaient un résultat CT négatif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>5</sup>11/25 sujets présentaient un résultat CT positif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>6</sup>6/8 sujets présentaient un résultat CT négatif pour l'un des trois tests de référence.

**Tableau 30 : Caractéristiques de performance du test Aptima Combo 2 pour la détection de GC par état des symptômes dans les échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon**

Type d'échantillon	État des symptômes	n	ASIS+/AC2+	ASIS-/AC2+	ASIS-/AC2-	ASIS+/AC2-	Prév. %	CPP % (IC à 95 %) <sup>1</sup>	CPN % (IC à 95 %) <sup>1</sup>	VPP % (IC à 95 %) <sup>2</sup>	VPN % (IC à 95 %) <sup>2</sup>
ER	Sym	192	38	0	154	0	19,8	100 (90,8–100)	100 (97,6–100)	100 (91,2–100)	100 (97,8–100)
	Asym	2 377	154	13 <sup>3</sup>	2 205	5 <sup>4</sup>	6,7	96,9 (92,9–98,6)	99,4 (99,0–99,7)	92,2 (87,6–95,6)	99,8 (99,5–99,9)
EP	Sym	303	39	2 <sup>5</sup>	262	0	12,9	100 (91,0–100)	99,2 (97,3–99,8)	95,1 (84,5–99,4)	100 (98,7–100)
	Asym	2 276	156	23 <sup>6</sup>	2 089	8 <sup>7</sup>	7,2	95,1 (90,7–97,5)	98,9 (98,4–99,3)	87,2 (82,1–91,4)	99,6 (99,3–99,8)

**AC2** = test Aptima Combo 2, **ASIS** = état d'infection du site anatomique (anatomic site infected status), **Asym** = asymptomatique, **IC** = intervalle de confiance, **CPN** = concordance prédictive négative, **VPN** = valeur prédictive négative, **CPP** = concordance prédictive positive, **VPP** = valeur prédictive positive, **Prév** = prévalence, **ER** = écouvillon rectal, **Sym** = symptomatique, **EP** = écouvillon pharyngé.

<sup>1</sup>Score de l'IC

<sup>2</sup>VPP à IC à 95 % calculée à partir de l'IC précis à 95 % pour le rapport de probabilité positif, VPN à IC à 95 % calculée à partir de l'IC à 95 % pour le rapport de probabilité négatif.

<sup>3</sup>9/13 sujets présentaient un résultat GC positif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>4</sup>4/5 sujets présentaient un résultat GC négatif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>5</sup>2/2 sujets présentaient un résultat GC positif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>6</sup>9/23 sujets présentaient un résultat GC positif pour l'un des trois tests de référence.

<sup>7</sup>6/8 sujets présentaient un résultat GC négatif pour l'un des trois tests de référence.

**Tableaux des états d'infection à *Chlamydia trachomatis***

La fréquence des résultats du test pour les TAAN de référence et les essais expérimentaux avec le Panther System est résumée dans les Tableaux 31 et 32 pour CT, pour les échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon, respectivement.

**Tableau 31 : État d'infection à CT pour l'évaluation de performance dans les échantillons rectaux sur écouvillon**

État d'infection Échantillons rectaux	Résultats du test				État des symptômes Échantillons rectaux	
	TAAN1	TAAN 2	TAAN 3	Aptima Combo 2 Panther	Symptomatique	Asymptomatique
Infecté	+	+	+	+	0	3
Infecté	+	+	+	-	0	6
Infecté	+	+	+	=	0	3
Infecté	+	+	-	=	0	1
Infecté	+	+	S.O.	+	21	148
Infecté	+	-	+	+	1	13
Infecté	+	-	+	-	0	7
Infecté	+	ND	+	+	0	2
Infecté	-	+	+	+	1	7
Infecté	-	+	+	-	1	4
Infecté	-	+	+	=	0	1
Infecté	ND	+	+	+	0	1
Non infecté	+	-	-	+	0	2
Non infecté	+	-	-	-	1	4
Non infecté	-	+	-	+	0	1
Non infecté	-	+	-	-	1	10
Non infecté	-	-	+	+	2	9
Non infecté	-	-	+	=	0	2
Non infecté	-	-	-	+	0	10
Non infecté	-	-	-	-	0	2
Non infecté	-	-	-	=	0	2
Non infecté	-	-	S.O.	-	158	2 062
Non infecté	-	ND	-	-	0	47
Non infecté	ND	-	-	+	0	1
Non infecté	ND	-	-	-	4	33
Non infecté	ND	-	-	=	1	0
Indéterminé	+	-	ND	-	1	0
Indéterminé	-	+	ND	-	0	1
Indéterminé	-	+	ND	=	0	1
Indéterminé	-	ND	+	=	1	0

**Aptima Combo 2 Panther** = test Aptima Combo 2 sur le Panther System, **S.O.** = non applicable, **NR** = résultat non disponible.  
Le symbole égal (=) correspond à un résultat équivoque.

Tableau 32 : État d'infection à CT pour l'évaluation de performance dans les échantillons pharyngés sur écouvillon

État d'infection Échantillons pharyngés	Résultats du test				État des symptômes pharyngés	
	TAAN1	TAAN 2	TAAN 3	Aptima Combo 2 Panther	Symptomatique	Asymptomatique
Infecté	+	+	+	+	0	1
Infecté	+	+	+	-	0	2
Infecté	+	+	-	-	0	1
Infecté	+	+	=	-	0	1
Infecté	+	+	S.O.	+	8	31
Infecté	+	-	+	+	1	4
Infecté	+	-	+	-	0	1
Infecté	+	ND	+	-	0	1
Non infecté	+	-	-	+	0	1
Non infecté	+	-	-	-	0	3
Non infecté	-	+	-	+	0	1
Non infecté	-	+	-	-	0	2
Non infecté	-	-	+	+	0	1
Non infecté	-	-	-	+	1	4
Non infecté	-	-	-	-	1	6
Non infecté	-	-	S.O.	-	295	2 202
Non infecté	-	=	-	-	0	1
Non infecté	-	ND	-	-	0	6
Non infecté	ND	-	-	-	0	10

**Aptima Combo 2 Panther** = test Aptima Combo 2 sur le Panther System, **S.O.** = non applicable, **NR** = résultat non disponible.  
Le symbole égal (=) correspond à un résultat équivoque.

**Tableaux des états d'infection à *Neisseria gonorrhoeae***

La fréquence des résultats du test pour les TAAN de référence et les essais expérimentaux avec le Panther System est résumée dans les Tableaux 33 et 34 pour GC, pour les échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon, respectivement.

**Tableau 33 : État d'infection à GC pour l'évaluation de performance dans les échantillons rectaux sur écouvillon**

État d'infection Échantillons rectaux	Résultats du test				État des symptômes Échantillons rectaux	
	TAAN1	TAAN 2	TAAN 3	Aptima Combo 2 Panther	Symptomatique	Asymptomatique
Infecté	+	+	+	+	1	0
Infecté	+	+	+	-	0	1
Infecté	+	+	+	=	1	0
Infecté	+	+	-	-	0	2
Infecté	+	+	-	=	0	1
Infecté	+	+	S.O.	+	34	137
Infecté	+	-	+	+	2	11
Infecté	+	-	+	-	0	2
Infecté	-	+	+	+	1	5
Infecté	ND	+	+	+	0	1
Non infecté	+	-	-	-	0	4
Non infecté	-	+	-	+	0	1
Non infecté	-	+	-	-	0	5
Non infecté	-	-	+	+	0	8
Non infecté	-	-	+	=	0	1
Non infecté	-	-	-	+	0	4
Non infecté	-	-	-	-	0	5
Non infecté	-	-	-	=	0	2
Non infecté	-	-	S.O.	-	148	2 109
Non infecté	-	ND	-	-	1	48
Non infecté	ND	-	-	-	5	34
Indéterminé	-	+	=	+	0	1
Indéterminé	-	ND	+	+	0	1

**Aptima Combo 2 Panther** = test Aptima Combo 2 sur le Panther System, **S.O.** = non applicable, **NR** = résultat non disponible.  
Le symbole égal (=) correspond à un résultat équivoque.

Tableau 34 : État d'infection à GC pour l'évaluation de performance dans les échantillons pharyngés sur écouvillon

État d'infection Échantillons pharyngés	Résultats du test				État des symptômes pharyngés	
	TAAN1	TAAN 2	TAAN 3	Aptima Combo 2 Panther	Symptomatique	Asymptomatique
Infecté	+	+	+	+	1	3
Infecté	+	+	+	-	0	2
Infecté	+	+	-	-	0	4
Infecté	+	+	S.O.	+	36	135
Infecté	+	-	+	+	2	14
Infecté	+	-	+	-	0	2
Infecté	+	ND	+	+	0	2
Infecté	-	+	+	+	0	2
Non infecté	+	-	-	+	0	4
Non infecté	+	-	-	-	1	15
Non infecté	+	-	-	=	1	0
Non infecté	-	+	-	+	0	2
Non infecté	-	+	-	-	0	4
Non infecté	-	+	-	=	1	0
Non infecté	-	-	+	+	2	3
Non infecté	-	-	+	=	0	1
Non infecté	-	-	-	+	0	14
Non infecté	-	-	-	-	1	7
Non infecté	-	-	S.O.	-	260	2 049
Non infecté	-	ND	-	-	0	5
Non infecté	ND	-	-	-	0	9
Indéterminé	+	-	=	+	0	1
Indéterminé	+	-	=	-	1	0
Indéterminé	ND	-	+	-	0	1

**Aptima Combo 2 Panther** = test Aptima Combo 2 sur le Panther System, **S.O.** = non applicable, **NR** = résultat non disponible.  
Le symbole égal (=) correspond à un résultat équivoque.

## Performance analytique du Panther System

### Étude de reproductibilité

La reproductibilité du test Aptima Combo 2 a été évaluée dans deux laboratoires américains externes et chez Hologic à l'aide du Panther System. Les tests ont été effectués sur une période de six jours à l'aide de deux lots de kit de réactifs et par six utilisateurs au total (deux à chaque site). Les membres du panel de reproductibilité ont été créés en utilisant des échantillons cliniques d'urine. Les membres du panel positifs pour CT et GC ont été créés en utilisant des échantillons de personnes naturellement infectées ou des échantillons positifs pour CT et/ou GC groupés ayant été dilués avec un volume provenant d'échantillons négatifs groupés afin d'obtenir des membres du panel ayant des gammes RLU cibles moyennes attendues (positives ou faiblement positives).

Le Tableau 35 présente, pour chaque membre du panel, les données de RLU pour ce qui est des valeurs moyennes, de l'écart-type (SD) et du coefficient de variation (CV) entre sites, entre utilisateurs, entre lots, entre séries, au sein d'une même série et de manière globale. Le pourcentage de concordance avec les résultats attendus est également présenté. Les échantillons ayant des résultats valides ont été inclus dans les analyses.

Tableau 35 : Données de reproductibilité du Panther System

Membre du panel CT/GC	Concordants/N	% Concord.	Moyenne RLU (x1 000)	D'un site à l'autre		D'un opérateur à l'autre		D'un lot à l'autre		D'une série à l'autre		Intra-série		Total	
				SD (x1 000)	CV (%)	SD (x1 000)	CV (%)	SD (x1 000)	CV (%)	SD (x1 000)	CV (%)	SD (x1 000)	CV (%)	SD (x1 000)	CV (%)
Nég./Nég.	108/108	100	5,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,6	11,3	0,3	5,5	0,6	10,4	0,9	16,3
Pos./Nég.	107/108	99,1	1 049,5	27,2	2,6	53,4	5,1	0,0	0,0	42,7	4,1	115,9	11,0	137,3	13,1
Faible/Nég.	107/107 <sup>1</sup>	100	637,0	20,4	3,2	34,4	5,4	38,5	6,0	38,4	6,0	153,5	24,1	167,7	26,3
Nég./Pos.	108/108	100	1 170,9	32,7	2,8	6,6	0,6	32,4	2,8	17,5	1,5	24,5	2,1	55,4	4,7
Nég./Faible	103/108	95,4	354,9	58,6	16,5	65,6	18,5	0,0	0,0	0,0	0,0	178,7	50,3	199,1	56,1
Pos./Pos.	107/107 <sup>1</sup>	100	2 180,8	52,4	2,4	0,0	0,0	0,0	0,0	55,4	2,5	78,0	3,6	109,1	5,0

**Concord.** = concordance, **CV** = coefficient de variation, **Faible** = faiblement positif, **N** = nombre de membres du panel, **Nég.** = négatif, **Pos** = positif, **SD** = écart-type.

<sup>1</sup>Un résultat invalide a été exclu de l'analyse.

Remarque : La variabilité découlant de certains facteurs peut être numériquement négative, phénomène pouvant survenir si la variabilité due à ces facteurs est très faible. Si tel est le cas, la variabilité mesurée avec l'écart-type et le %CV est fixée à zéro.

### Étude de sensibilité analytique

La sensibilité analytique du test Aptima Combo 2 a été évaluée en utilisant des échantillons d'urine traités avec un milieu de transport d'urine (UTM), des échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt dilué dans du STM, des échantillons vaginaux sur écouvillon et du STM. Les panels ont été conçus en incorporant les organismes CT et GC dans des groupes de ces quatre matrices à 0,25 IFU/mL ou à 2,5 IFU/mL pour CT, ou à 12,5 CFU/mL ou à 125 CFU/mL pour GC. Ces panels ont été testés sur trois Panther Systems avec deux lots de réactifs pendant quatre jours pour un total de 60 répliqués par membre du panel. La concordance avec les résultats attendus a été calculé. La concordance avec les résultats attendus était de 100 % (IC de 95 % 95,7–100 %) pour tous les panels d'urine, tous les panels d'échantillons de frottis en milieu liquide PreservCyt, tous les panels d'écouvillons vaginaux et tous les panels STM. La sensibilité analytique du test Aptima Combo 2 était de 2,5 IFU/mL pour CT et de 125 CFU/mL pour GC.

## Études de contamination par transfert pour le Panther System

Une étude analytique échelonnée a été réalisée en utilisant des panels ensemencés sur trois Panther Systems. La contamination de transfert a été évaluée en répartissant des échantillons avec un titre élevé de GC parmi les échantillons négatifs (environ 20 % du total). Les séries comprenaient des regroupements d'échantillons fortement positifs et des regroupements d'échantillons négatifs ainsi que des échantillons fortement positifs isolés répartis dans la série. Des échantillons à titre élevé ont été créés avec de l'ARNr de GC ensemencé dans du STM pour donner une concentration finale équivalente à  $2,5 \times 10^5$  CFU/mL. L'analyse a été réalisée pour 5 séries sur chacun des trois Panther Systems. Le taux de contamination de transfert a été calculé à partir de 2 938 résultats négatifs valides au total. Le taux de contamination de transfert global était de 0 % avec un intervalle de confiance de 95 % de 0–0,1 %.

## Types d'échantillons extragénitaux (échantillons pharyngés et rectaux sur écouvillon)

### Résumé

Globalement, les données cliniques et analytiques présentées ci-dessous permettent de valider l'utilisation du test Aptima Combo 2 afin de vérifier des échantillons rectaux et pharyngés sur écouvillon pour la détection qualitative et la différenciation du RNA ribosomique (ARNr) de *Chlamydia trachomatis* (CT) et/ou de *Neisseria gonorrhoeae* (GC) afin de faciliter le diagnostic des infections à Chlamydia et/ou gonococciques de l'appareil génito-urinaire.

### Sensibilité analytique

Le seuil de détection de 95 % pour les échantillons extragénitaux sur écouvillon avec le test Aptima Combo 2 a été déterminé pour les écouvillons pharyngés et rectaux. Deux sérotypes CT (E et G) et deux isolats cliniques GC ont été ensemencés dans les groupes de ces écouvillons. Les panels ont été testés sur deux Panther Systems au moyen d'un lot de réactifs dans les réplicats d'au moins 20 pendant huit jours.

Le seuil de détection de 95 % pour les écouvillons pharyngés est de 0,005 IFU/mL (IC à 95 % : 0,003–0,020) pour CT et de 0,10 CFU/mL (IC à 95 % : 0,09–0,12) pour GC. Le seuil de détection de 95 % pour les écouvillons rectaux est de 0,007 IFU/mL (IC à 95 % : 0,005–0,023) pour CT et de 0,10 CFU/mL (IC à 95 % : 0,09–0,12) pour GC.

### Réactivité croisée des micro-organismes

Pour la liste des micro-organismes ayant fait l'objet d'un test de réactivité croisée dans les échantillons urogénitaux, consulter le Tableau 15. Pour la liste des micro-organismes ayant fait l'objet d'un test de réactivité croisée dans les échantillons pharyngés et rectaux sur écouvillon, consulter le Tableau 16.

### Substances potentiellement interférentes

Les substances interférentes suivantes susceptibles de se trouver dans les écouvillons extragénitaux ont été ensemencées individuellement dans le STM : médicament pour herpès labial, baumes à lèvres, crème pour les hémorroïdes, matières fécales humaines, antitussifs, pâtes à dents, rince-bouche, suppositoire laxatif, médicaments antidiarrhéiques et antiacides. Toutes ces substances ont été testées pour une interférence éventuelle au test en l'absence et en présence de CT et de GC pour une concentration équivalente à 3X le seuil de détection de 95 % associé au type d'échantillon. Les échantillons ensemencés avec CT et GC ont été positifs à au moins 95 % en présence des substances. Les substances non ensemencées avec CT ou GC n'ont donné aucun résultat positif.

Consulter *Performance analytique du Tigris DTS System pour Étude de l'équivalence des substances interférentes (Tigris DTS System Analytical Performance for Interfering Substances Equivalence Study)* pour des renseignements concernant les substances potentiellement interférentes dans les échantillons urogénitaux.

### **Manipulation et stabilité des échantillons**

Les données destinées à confirmer les conditions de conservation recommandées pour les échantillons extragénitaux sur écouvillon ont été générées avec des échantillons sur écouvillon négatifs groupés. Les groupes rectaux et pharyngés ont étéensemencés avec CT et GC à des concentrations équivalentes à 2X le seuil de détection de 95 % pour chaque type d'échantillon sur écouvillon. Les échantillonsensemencés ont été conservés à -70 °C, à -20 °C, à 4 °C et à 30 °C. Les échantillons ont été testés aux jours 0, 8, 15, 23, 36 et 60. Toutes les conditions de test étaient au moins à 95 % positives à la fois pour CT et pour GC pour toutes les durées et toutes les températures.

## Bibliographie

1. **Alexander S et al.** 2007. *Confirming the Chlamydia trachomatis status of referred rectal specimens.* Sex Transm Infect. Jul 83(4):327-9. Epub 2007 2 mai.
2. **Alexander S et al.** 2008. Self-taken pharyngeal and rectal swabs are appropriate for the detection of *Chlamydia trachomatis* and *Neisseria gonorrhoeae* in asymptomatic men who have sex with men. Sex Transm Infect. Nov 84(6):488-92.
3. **Bachmann LH et al.** 2010. Nucleic Acid Amplification Tests for Diagnosis of *Neisseria gonorrhoeae* and *Chlamydia trachomatis* Rectal Infections. J. Clin. Microbiol. 48(5):1827.
4. **Beem, M. O., and E. M. Saxon.** 1977. Respiratory tract colonization and a distinctive pneumonia syndrome in infants infected with *Chlamydia trachomatis*. NEJM 296:306-310.
5. **Berger R, Alexander E, Harnisch J et al.** 1979. Etiology, manifestations and therapy of acute epididymitis: prospective study of 50 cases. J Urol. 121(6), 750-754.
6. **Buimer, M., G. J. J. Van Doornum, S. Ching, P. G. H. Peerbooms, P. K. Plier, D. Ram, et H. H. Lee.** 1996. Detection of *Chlamydia trachomatis* and *Neisseria gonorrhoeae* by Ligase chain reaction-based assays with clinical specimens from various sites: implications for diagnostic testing and screening. J. Clin. Microbiol. 34:2395-2400.
7. **Cates, Jr., W., et J. N. Wasserheit.** 1991. Genital chlamydia infections: epidemiology and reproductive sequelae. Am. J. Obstet. Gynecol. 164:1771-1781.
8. **Centers for Disease Control and Prevention.** 2002. Screening Tests to Detect *Chlamydia trachomatis* and *Neisseria gonorrhoeae* infections. United States Morbid. and Mortal. Weekly Rep. 51 (RR-15).
9. **Chan PA, Robinette A, Montgomery M, Almonte A, Cu-Uvin S, Lonks JR, et al.** Extragenital infections caused by *Chlamydia trachomatis* and *Neisseria gonorrhoeae*: A review of the literature. Infect Dis Obstet Gynecol. 2016; 2016:5758387.
10. **Choudhri Y, Miller J, Sandhu J, Leon A, Aho J.** Sexually Transmitted Infections 2010–2015. Canada Communicable Disease Report 2018;44(2):49-54. <https://doi.org/10.14745/ccdr.v44i02a03>.
11. **Chernesky, M. A., D. Jang, J. Sellors, K. Luinstra, S. Chong, S. Castriciano, et J. B. Mahony.** 1996. Urinary inhibitors of polymerase chain reaction and Ligase chain reaction and testing of multiple specimens may contribute to lower assay sensitivities for diagnosing *Chlamydia trachomatis* infected women. Mol. Cell. Probes. 11:243-249.
12. **Ching, S., H. Lee, E. W. Hook, III, M. R. Jacobs, et J. Zenilman.** 1995. Ligase chain reaction for detection of *Neisseria gonorrhoeae* in urogenital swabs. J. Clin. Microbiol. 33:3111-3114.
13. **Chong, S., D. Jang, X. Song, J. Mahony, A. Petrich, P. Barriga, et M. Chernesky.** 2003. Specimen processing and concentration of *Chlamydia trachomatis* added can influence false-negative rates in the LCx assay but not in the Aptima Combo 2 assay when testing for inhibitors. J. Clin. Microbiol. 41:778-782.
14. **Cosentino LA et al.** 2012. Use of nucleic acid amplification testing for diagnosis of anorectal sexually transmitted infections. J Clin Microbiol. Jun 50(6): 2005-2008.
15. **Crotchfelt, K. A., B. Pare, C. Gaydos, et T. C. Quinn.** 1998. Detection of *Chlamydia trachomatis* by the Hologic AMPLIFIED *Chlamydia Trachomatis* assay (AMP CT) in urine specimens from men and women and endocervical specimens from women. J. Clin. Microbiol. 36:391-394.
16. **Farrel, D. J.** 1999. Evaluation of AMPLICOR *Neisseria gonorrhoeae* PCR using cppB nested PCR and 16S ARNr PCR. J. Clin. Microbiol. 37:386-390.
17. **Freeman AH et al.** 2011. Evaluation of self-collected versus clinician-collected swabs for the detection of *Chlamydia trachomatis* and *Neisseria gonorrhoeae* pharyngeal infection among men who have sex with men. Sex Transm Dis. Nov 38(11):1036-1039.
18. **Frommell, G. T., R. Rothenberg, S. Wang, and K. McIntosh.** 1979. Chlamydial infection of mothers and their infants. Journal of Pediatrics 95:28-32.
19. **Gaydos, C. A., T.C. Quinn, D. Willis, A. Weissfeld, E. W. Hook, D. H. Martin, D. V. Ferraro, et J. Schachter.** 2003. Performance of the Aptima Combo 2 assay for detection of *Chlamydia trachomatis* and *Neisseria gonorrhoeae* in female urine and endocervical swab specimens. J. Clin. Microbiol. 41:304-309.
20. **Geiger R et al.** 2016. Investigation of the GeneXpertCT/NG assay for use with male pharyngeal and rectal swabs. Int J STD AIDS. Août.
21. **Goessens, W. H. F., J. W. Mouton, W. I. Van Der Meijden, S. Deelen, T. H. Van Rijsoort-Vos, N. L. Toom, H. Verbrugh, et R. P. Verkooyen.** 1997. Comparison of three commercially available amplification assays, AMP CT, LCx, and COBAS AMPLICOR, for detection of *Chlamydia trachomatis* in first-void urine. J. Clin. Microbiol. 35:2628-2633.
22. **Harryman L et al.** 2012. Comparative performance of culture using swabs transported in Amies medium and the Aptima Combo 2 nucleic acid amplification test in detection of *Neisseria gonorrhoeae* from genital and extra-genital sites: a retrospective study. Sex Transm Infect. Feb 88(1):27-31.
23. **Holmes, K. K., G. W. Counts, and H. N. Beatz.** 1971. Disseminated Gonococcal infection. Ann. of Intern. Med. 74:979-993.
24. **Holmes, K. K., H. H. Handsfield, S. P. Wang, B. B. Wentworth, M. Turck, J. B. Anderson, et E. R. Alexander.** 1975. Etiology of nongonococcal urethritis. NEJM 292:1199-1205.
25. **Hook, E. W., III, et H. H. Handsfield.** 1999. Gonococcal infections in the adult. p. 458. In K. Holmes et al. (eds.) Sexually Transmitted Diseases. McGraw Hill, New York, NY.
26. **Jaschek, G., C. A. Gaydos, L. E. Welsh, et T. C. Quinn.** 1993. Direct detection of *Chlamydia trachomatis* in urine specimens from symptomatic and asymptomatic men by using a rapid polymerase chain reaction assay. J. Clin. Microbiol. 31:1209-1212.

27. **Krauss, S. J., R. C. Geller, G. H. Perkins, et D. L. Rhoden.** 1976. Interference of *Neisseria gonorrhoeae* growth by other bacterial species. *J. Clin. Microbiol.* **4**:288-295.
28. **Laboratory Diagnosis of Sexually Transmitted Infections.** Canadian Guidelines on Sexually Transmitted Infections. Public Health Agency of Canada, January 2018. <https://www.canada.ca/en/public-health/services/infectious-diseases/sexual-health-sexually-transmitted-infections/canadian-guidelines/sexually-transmitted-infections/canadian-guidelines-sexually-transmitted-infections-18.html>.
29. **Mahony, J., S. Chong, D. Jang, K. Luinstra, M. Faught, D. Dalby, J. Sellors, et M. Chernesky.** 1998. Urine specimens from pregnant and nonpregnant women inhibitory to amplification of *Chlamydia trachomatis* nucleic acid by PCR, Ligase chain reaction, and transcription-mediated amplification: identification of urinary substances associated with inhibition and removal of inhibitory activity. *J. Clin. Microbiol.* **36**:3122-3126.
30. **Mahto M., Mallinson H.** 2012. Response to 'Comparative performance of culture using swabs transported in Amies medium and the Aptima Combo 2 nucleic acid amplification test in detection of *Neisseria gonorrhoeae* from genital and extra-genital sites: a retrospective study. *Sex Transm Infect. Apr*; **88**(3):211.
31. **Masi, A. T., et B. I. Eisenstein.** 1981. Disseminated Gonococcal Infections (DGI) and Gonococcal Arthritis (GCA): II Clinical Manifestations, Diagnosis, Complications, Treatment and Prevention. *Semin. Arthritis Rheum.* **10**:173.
32. **McCurdy, Brenda W.** 1997. Cumitech Guide on Verification and Validation of Procedures in the Microbiology Laboratory. February, 1997, American Society for Microbiology. ASM Press.
33. **Moncada J et al.** 2009. Evaluation of self-collected glans and rectal swabs from men who have sex with men for detection of *Chlamydia trachomatis* and *Neisseria gonorrhoeae* by use of nucleic acid amplification tests. *J Clin Microbiol.* Jun **47**(6): 1657-62.
34. **National Committee for Clinical Laboratory Standards.** 1999. NCCLS EP5-A: Evaluation of Precision Performance of Clinical Chemistry Devices; Approved Guideline (Vol. 19, No. 2).
35. **National Committee for Clinical Laboratory Standards.** 2002. User Protocol for Evaluation of Qualitative Test Performance: Approved Guideline for additional Guidance on Appropriate Internal Quality Control Testing Practices.
36. **National Committee for Clinical Laboratory Standards.** 2004. NCCLS EP5-A2: Evaluation of Precision Performance of Quantitative Measurement Methods: Approved Guideline (2<sup>nd</sup> edition, Vol. 24, No. 25)
37. **Ota KV et al.** 2009. Detection of *Neisseria gonorrhoeae* and *Chlamydia trachomatis* in pharyngeal and rectal specimens using the BD Probetec ET system, the Hologic Aptima Combo 2 assay and culture. *Sex Transm Infect.* Jun **85**(3):182-6.
38. **Papp JR et al.** 2007. The use and performance of oral-throat rinses to detect pharyngeal *Neisseria gonorrhoeae* and *Chlamydia trachomatis* infections. *Diagn Microbiol Infect Dis.* Nov **59**(3):259-264. Epub 2007 Jul 26.
39. **Peterson E. M., V. Darrow, J. Blanding, S. Aarnaes, et L. M. de La Maza.** 1997. Reproducibility problems with the AMPLICOR PCR *Chlamydia trachomatis* test, *J. Clin. Microbiol.* **35**:957-959.
40. **Schachter, J.** 1985. Chlamydiae (Psittacosis-Lymphogranuloma Venereum-Trachoma group), p. 856-862. *In* E. H. Lennette, et al. (ed.), *Manual of Clinical Microbiology*, 4<sup>th</sup> ed. American Society for Microbiology, Washington, D.C.
41. **Schachter, J., et M. Grossman.** 1981. chlamydial infections. *Ann. Rev. Med.* **32**:45-61.
42. **Schachter, J.** 1978. Medical progress: chlamydial infections (third of three parts). *NEJM* **298**:540-549.
43. **Schachter, J., E. C. Hill, E. B. King, V. R. Coleman, P. Jones, and K. F. Meyer.** 1975. Chlamydial infection in women with cervical dysplasia. *Am. J. Obstet. Gynecol.* **123**:753-757.
44. **Schachter J et al.** 2008. Nucleic acid amplification tests in the diagnosis of chlamydial and gonococcal infections of the oropharynx and rectum in men who have sex with men. *Sex Transm Dis.* Jul **35**(7):637-642.
45. **Sexton ME et al.** 2013. How reliable is self-testing for gonorrhea and chlamydia among men who have sex with men? *J Fam Pract.* Feb **62**(2):70-78.
46. **Stary, A., E. Schuh, M. Kerschbaumer, B. Gotz, et H. Lee.** 1998. Performance of transcription-mediated amplification and Ligase chain reaction assays for detection of chlamydial infection in urogenital samples obtained by invasive and noninvasive methods. *J. Clin. Microbiol.* **36**:2666-2670.
47. **Toye, B., W. Woods, M. Bobrowska, et K. Ramotar.** 1998. Inhibition of PCR in genital and urine specimens submitted for *Chlamydia trachomatis* testing. *J. Clin. Microbiol.* **36**:2356-2358.
48. **Turner AN et al.** HIV, rectal chlamydia, and rectal gonorrhoeae in men who have sex with men attending a sexually transmitted disease clinic in a Midwestern US city. *Sex Transm Dis.* Jun **40**(6):433-438.
49. **Turra M et al.** 2015. Detection and Confirmation of *Neisseria gonorrhoeae* Infections in Genital and Extragenital Samples using Aptima Assays on the Panther™ Instrument. *Microbiol Pathol.* **1**(2): 018.
50. **Verkooyen, R. P., A. Luijendijk, W. M. Huisman, W. H. F. Goessens, J. A. J. W. Kluytmans, J. H. Rijsoort-Vos, et H. A. Verbrugh.** 1996. Detection of PCR inhibitors in cervical specimens by using the AMPLICOR *Chlamydia trachomatis* assay. *J. Clin. Microbiol.* **34**:3072-3074.
51. **Vincelette, J., J. Schirm, M. Bogard, A. Bourgault, D. Luijt, A. Bianchi, P. C. Van Voorst Vader, A. Butcher, et M. Rosenstraus.** 1999. Multicenter evaluation of the fully automated COBAS AMPLICOR PCR test for detection of *Chlamydia trachomatis* in urogenital specimens. *J. Clin. Microbiol.* **3**:74-80.
52. **Yuan, Y., Y-X. Zhang, N. G. Watkins, et H. D. Caldwell.** 1989. Nucleotide and deduced amino acid sequences for the four variable domains of the major outer membrane proteins of the 15 *Chlamydia trachomatis* serovars. *Infect. Immun.* **57**:1040-1049.



Hologic, Inc.  
10210 Genetic Center Drive  
San Diego, CA 92121, États-Unis



Coordonnées pour les États-Unis et l'international :

Soutien à la clientèle : +1 800 442 9892  
customersupport@hologic.com

Soutien technique : +1 888 484 4747  
molecularsupport@hologic.com

Pour obtenir des coordonnées supplémentaires, consulter le site  
[www.hologic.com](http://www.hologic.com).

Hologic, Aptima, Aptima Combo 2, DTS, Leader, Panther, PreservCyt, SB100, ThinPrep, Tigris, TMA et les logos associés sont des marques commerciales et/ou des marques déposées d'Hologic, Inc. et/ou de ses filiales aux États-Unis et/ou dans d'autres pays.

eppendorf (stylisé) et REPEATER sont des marques déposées de Eppendorf AG.  
TECAN et FREEDOM EVO sont des marques déposées de Tecan Group AG.

Toutes les autres marques commerciales qui peuvent apparaître dans cette notice sont des marques déposées de leurs détenteurs respectifs.

Ce produit peut être couvert par un ou plusieurs brevets américains identifiés sur le site [www.hologic.com/patents](http://www.hologic.com/patents).

© 2001–2024 Hologic, Inc. Tous droits réservés.

502487FC Rév. 005  
2024-02