

Mode d'emploi

AltoStar[®]

Norovirus RT-PCR Kit 1.5

04/2022 FR

AltoStar[®]

Norovirus RT-PCR Kit 1.5

Pour utilisation avec

ABI Prism[®] 7500 SDS (Applied Biosystems)

CFX96[™] Deep Well Dx System (Bio-Rad)

CFX96[™] Dx System (Bio-Rad)

LightCycler[®] 480 Instrument II (Roche)

QuantStudio[™] 5 Real-Time PCR System (Applied Biosystems)

Rotor-Gene[®] Q5/6 plex Platform (QIAGEN)



AS0051543



96



04 2022



altona Diagnostics GmbH • Mörkenstr. 12 • D-22767 Hamburg

Sommaire

1.	À propos du présent mode d'emploi.....	8
2.	Usage prévu.....	9
3.	Contenu du kit.....	10
4.	Stockage et manipulation.....	11
4.1	Stockage.....	11
4.2	Manipulation	12
4.2.1	Master A et Master B	12
4.2.2	Positive Controls (contrôles positifs) et No Template Control (contrôl négatif).....	13
5.	Description du produit.....	13
5.1	Informations contextuelles.....	14
5.2	Description des composants	15
5.2.1	Master A et Master B	15
5.2.2	Positive Controls (contrôles positifs)	15
5.2.3	No Template Control (contrôle négatif).....	15
5.3	Flux de travail	15
5.3.1	AltoStar® Workflow (flux de travail).....	15
5.3.2	Autres flux de travail	16
5.3.2.1	Extraction de l'acide nucléique.....	17
5.3.2.2	Instruments PCR en temps réel.....	17
5.4	Échantillons	18
5.4.1	Types d'échantillon.....	18
5.4.2	Prélèvement et manipulation des échantillons	18
6.	Mises en garde, précautions et limites	19

7.	Utilisation du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 avec l'AltoStar® Workflow (flux de travail)	21
7.1	Volume d'échantillon.....	21
7.2	Tubes d'échantillon.....	21
7.3	Codes-barres de l'échantillon.....	21
7.4	Matériel et dispositifs nécessaires mais non fournis pour l'AltoStar® Workflow (flux de travail).....	22
7.5	Matériel et dispositifs généraux.....	23
7.6	Procédure.....	26
7.6.1	Présentation de l'AltoStar® Workflow (flux de travail).....	24
7.6.2	Programmer un AltoStar® run.....	30
7.6.3	Démarrer un run de configuration PCR.....	31
7.6.3.1	Préparer les réactifs pour un run de configuration PCR.....	32
7.6.3.2	Charger l'AltoStar® AM16 pour un run de configuration PCR.....	32
7.6.3.3	Pendant le run de configuration PCR.....	36
7.6.4	Fin du run de configuration PCR.....	36
7.6.4.1	Résultats du run de configuration PCR.....	37
7.6.5	Sceller la PCR plate (plaque PCR).....	39
7.6.5.1	Stabilité du mélange PCR.....	41
7.6.6	Démarrer un PCR run.....	41
7.6.6.1	Pendant le PCR run.....	42
7.6.6.2	Affecter des essais à des groupes de puits.....	43
7.6.7	Analyse des données de PCR.....	46
7.6.7.1	Correction de la référence.....	48
7.6.7.2	Exclusion des signaux PCR irréguliers.....	50
7.6.7.3	Définir des seuils.....	54
7.6.8	Validité des résultats de PCR.....	58
7.6.8.1	Exclusion des puits contenant des données non valides.....	58
7.6.8.2	Validité d'un PCR run de diagnostic.....	61

7.6.8.3	Validité des résultats pour un échantillon	61
7.6.9	Exporter les résultats de PCR pour une interprétation automatisée des résultats	62
7.6.10	Exporter les résultats de PCR pour une interprétation manuelle des résultats	63
7.6.10.1	Interprétation manuelle des résultats	65
8.	Utilisation du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 avec d'autres instruments PCR en temps réel que le CFX96™ Deep Well Dx System.....	67
8.1	Matériel et dispositifs nécessaires mais non fournis	67
8.2	Procédure	68
8.2.1	Préparation de l'échantillon	68
8.2.2	Configuration du master mix.....	69
8.2.3	Configuration des réactions.....	69
8.2.4	PCR run.....	71
8.2.4.1	Programmation de l'instrument PCR en temps réel.....	71
8.2.4.2	Paramètres de run.....	71
8.2.5	Analyse des données	72
9.	Données de performances	73
9.1	Selles.....	73
9.1.1	Sensibilité analytique.....	73
9.1.2	Spécificité analytique.....	75
9.1.2.1	Échantillons négatifs	76
9.1.2.2	Substances interférentes.....	76
9.1.2.3	Réactivité croisée	77
9.1.3	Précision.....	79
9.1.4	Taux global de défaillance	80
9.1.5	Contamination croisée.....	81
9.1.6	Performances cliniques	81

10.	Élimination.....	83
11.	Contrôle qualité.....	83
12.	Assistance technique	84
13.	Bibliographie	84
14.	Marques de commerce et clauses de non-responsabilité	84
15.	Symboles	86
16.	Protocole d'essai pour le logiciel AltoStar® Connect et informations pour l'intégration SIL	88
17.	Historique de révision	90

1. À propos du présent mode d'emploi

Ce mode d'emploi guide l'opérateur dans l'utilisation du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5. Les chapitres 1-6 et 9-14 contiennent des informations et des instructions générales qui s'appliquent à chaque flux de travail utilisé avec le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5. Le chapitre 7 fournit des instructions sur l'utilisation du produit avec l'AltoStar® Automation System AM16 (système d'automatisation) (Hamilton ; abrégé dans ce qui suit en AltoStar® AM16) avec le logiciel AltoStar® Connect (version 1.7.4 ou supérieure, Hamilton) pour la configuration PCR automatisée et sur le système CFX96™ Deep Well Dx System* (Bio-Rad, abrégé dans ce qui suit en CFX96™ DW Dx) avec le logiciel CFX Manager™ Dx (version 3.1, Bio-Rad) pour PCR en temps réel. Le chapitre 8 fournit des instructions sur l'utilisation du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 avec d'autres méthodes d'extraction de l'acide nucléique et instruments PCR en temps réel. Pour en savoir plus sur l'utilisation de l'AltoStar® AM16, du logiciel AltoStar® Connect, du kit AltoStar® Purification Kit 1.5, de l'AltoStar® Internal Control 1.5 (contrôle interne) et du CFX96™ DW Dx, reportez-vous au mode d'emploi respectifs répertoriés ci-dessous :

- AltoStar® Automation System AM16 Manuel d'utilisation DIV (Hamilton)
- AltoStar® Connect Software Manuel DIV (Hamilton)
- Mode d'emploi AltoStar® Purification Kit 1.5
- Mode d'emploi AltoStar® Internal Control 1.5
- Systèmes CFX96™ Dx et CFX96™ Deep Well Dx Manuel d'utilisation (Bio-Rad)

* « CFX96™ Deep Well Dx System » est le nouveau nom de la version DIV du CFX96™ Deep Well Real-Time PCR Detection System (système de détection) (Bio-Rad).

Tout au long de ce manuel d'utilisation les termes ATTENTION et REMARQUE ont les significations suivantes :

ATTENTION



Attire l'attention sur des instructions de fonctionnement ou procédures qui, si elles ne sont pas correctement respectées, peuvent engendrer des blessures corporelles ou nuire au bon fonctionnement du produit. Contactez l'assistance technique d'Altona Diagnostics pour obtenir de l'aide.

REMARQUE



Les informations fournies à l'utilisateur sont utiles mais non essentielles à la tâche à accomplir.

Lisez attentivement le mode d'emploi avant d'utiliser le produit.

2. Usage prévu

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 est un test de diagnostic *in vitro* basé sur la technologie PCR en temps réel, et servant à la détection qualitative et la différenciation de l'ARN spécifique aux norovirus du génogroupe I (GI) et II (GII) dans des échantillons de selles humaines. Il est conçu pour une utilisation destinée au diagnostic des infections à norovirus.

Les résultats obtenus avec le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 doivent être interprétés en tenant compte des autres constatations cliniques et résultats de laboratoire.

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 est destiné à être utilisé par des opérateurs professionnels formés aux techniques propres à la biologie moléculaire et aux procédures de diagnostic *in vitro*.

3. Contenu du kit

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 comprend les composants suivants :

Tableau 1: Composants du kit

Couleur du capuchon	Composant	Nombre de tubes	Volume nominal [µl/tube]
Bleu	Master A ¹⁾	8	60 ²⁾
Violet	Master B ¹⁾	8	180 ³⁾
Rouge	PC Norovirus GI ⁴⁾	2	250
Orange	PC Norovirus GII ⁴⁾	2	250
Blanc	NTC ⁵⁾	2	250

1) Contient du matériel biologique d'origine animale

2) Contient un volume supplémentaire de 25 µl pour compenser le volume mort de la manipulation des liquides de l'AltoStar® AM16.

3) Contient un volume supplémentaire de 55 µl pour compenser le volume mort de la manipulation des liquides de l'AltoStar® AM16.

4) Positive Control (contrôle positif) aux norovirus des groupes GI et GII, respectivement

5) No Template Control (contrôle négatif)

ATTENTION



Avant la première utilisation, vérifiez que le produit et ses composants sont complets quant au nombre, au type et au remplissage. N'utilisez pas un produit défectueux ou incomplet, ses performances pourraient être compromises.

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 contient suffisamment de réactifs pour effectuer 96 des réactions dans 8 runs maximum.

Le produit est livré sur de la neige carbonique. Lors de la réception et avant la première utilisation, inspectez le produit et ses composants afin de vérifier :

- Intégrité
- Complétude (nombre, type et remplissage)
- Étiquetage correct

- Date d'expiration
- État de congélation
- Clarté et absence de particules

Si un ou plusieurs composants du produit n'étaient pas congelés à leur réception, si des tubes ont été abîmés lors de leur transport ou sont manquantes, contactez l'assistance technique d'Altona Diagnostics pour obtenir de l'aide (voir le chapitre 12. Assistance technique).

4. Stockage et manipulation

Tous les réactifs compris dans le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 sont des solutions prêtes à l'emploi.

4.1 Stockage

Tous les composants du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 doivent être stockés entre -25 °C et -15 °C après réception.

ATTENTION



De mauvaises conditions de stockage pourraient compromettre les performances du produit.

ATTENTION



N'utilisez pas de produits dont la date d'expiration est dépassée. L'utilisation de produits périmés pourrait compromettre leurs performances.

4.2 Manipulation

ATTENTION



Ne dépassez pas les séquences de décongélation-congélation et les manipulations indiquées dans le présent mode d'emploi. Cela pourrait compromettre les performances du produit.

ATTENTION



Une manipulation incorrecte des composants du produit et des échantillons peut entraîner une contamination et compromettre les performances du produit :

- N'intervertissez pas les capuchons des bouteilles et des flacons.
- Conservez le matériel positif et/ou potentiellement positif à l'écart des composants du kit.
- Utilisez des zones de travail distinctes pour les activités de préparation de l'échantillon/de configuration des réactions et d'amplification/de détection.
- Jetez toujours vos gants après avoir manipulé du matériel positif et/ou potentiellement positif.
- N'ouvrez pas les tubes ou PCR plates (plaques PCR) après amplification.

ATTENTION



Ne mélangez pas les composants provenant de différents lots de kits. L'utilisation de lots de kits différents pourrait compromettre les performances du produit.

4.2.1 Master A et Master B

Une fois décongelés, le Master A et le Master B restent stables pendant 5 heures à une température maximale de +30 °C.

REMARQUE



Si les composants Master A et Master B ont été décongelés mais pas utilisés, ils peuvent être recongelés et redécongelés en vue de runs d'analyse ultérieurs. S'ils sont ouverts, jetez les capuchons et utilisez de nouveaux capuchons afin d'éviter toute contamination des réactifs.

4.2.2 Positive Controls (contrôles positifs) et No Template Control (contrôl négatif)

1. Une fois décongelés, les composants Positive Controls (PC, contrôles positifs) et No Template Control (NTC, contrôle négatif) sont stables pour une durée de 5 heures à une température maximale de +30 °C.
2. Jetez les capuchons des tubes PC et NTC à chaque utilisation et utilisez de nouveaux capuchons pour éviter la contamination des réactifs.
3. Après utilisation, fermez les tubes de PC et NTC au moyen de capuchons neufs et congelez-les immédiatement.
4. Ne dépassez pas le nombre de séquences de décongélation-congélation suivant pour chacun des tubes de PC et NTC : *Décongélation 1* → *Congélation 1* → *Décongélation 2* → *Congélation 2* → *Décongélation 3* → *Congélation 3* → *Décongélation 4*

5. Description du produit

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 est un test de diagnostic *in vitro* pour la détection qualitative et la différenciation de l'ARN spécifique au norovirus GI et au norovirus GII dans des échantillons de selles humaines.

Ce kit s'appuie sur la technologie RT-PCR en temps réel, en utilisant la réaction de transcriptase inverse pour convertir l'ARN en ADN complémentaire (ADNc), la réaction en chaîne par polymérase (PCR) pour l'amplification de séquences cibles spécifiques au norovirus GI et au norovirus GII et des sondes cibles spécifiques marquées par fluorescence pour la détection de l'ADN amplifié.

Outre le système d'amplification et de détection spécifique à l'ARN du norovirus GI et du norovirus GII, le test comprend des oligonucléotides pour l'amplification et la détection de le contrôle interne [abrégé en IC ; AltoStar® Internal Control 1.5 (contrôle interne)].

Les sondes spécifiques à l'ARN du norovirus GI sont marquées avec le fluorophore Cy5 tandis que les sondes spécifiques à l'ARN du norovirus GII sont marquées avec le fluorophore FAM™. La sonde spécifique à l'IC est marquée avec un fluorophore (JOE™) détectable dans le canal VIC™.

L'utilisation de sondes reliées à des colorations identifiables permet une détection parallèle de l'ARN spécifique au norovirus GI et au norovirus GII et l'IC des canaux de détection correspondant dans l'instrument PCR en temps réel utilisé.

5.1 Informations contextuelles

Le genre *Norovirus* (Norovirus) appartient à la famille des *Caliciviridae* et est anciennement connu sous le nom de *virus de Norwalk*. Les norovirus sont des virus à ARN simple brin, découverts en 1972 par microscopie électronique. Ils se caractérisent par leur degré élevé de variabilité génomique. Les norovirus ont été classés en dix génogroupes (GI à GX) sur la base de la séquence par comparaison de l'ARN polymérase et de la région de la capsid du génome. Les génogroupes I, II et IV sont associés à des infections chez l'homme. À ce jour, les génogroupes GI et GII sont les groupes les plus pertinents sur le plan clinique et sont subdivisés en au moins 9 et 27 génotypes, respectivement.

Les norovirus sont responsables de la majorité des gastroentérites aiguës non bactériennes chez l'homme dans les pays industrialisés. Les symptômes de vomissements et de diarrhée apparaissent après une courte période d'incubation de 8 à 72 heures. Les norovirus sont hautement infectieux.

Les infections à norovirus peuvent être causées soit par des aliments et/ou de l'eau potable contaminés, soit par la transmission du virus de personne à personne. Les norovirus peuvent provoquer des épidémies de grande ampleur dans des milieux où les contacts humains sont étroits, tels que les hôpitaux, les maisons de retraite, les navires de croisière, etc.

Ces dernières années, une augmentation substantielle des épidémies de norovirus a été signalée en Europe occidentale. Pour prévenir la propagation de l'agent pathogène en cas d'épidémie, il convient d'appliquer immédiatement des mesures d'hygiène et d'établir un diagnostic rapide et précis. Étant donné que les norovirus des génogroupes I et II sont difficiles à cultiver en culture cellulaire et que les immunoessais enzymatiques se sont avérés insuffisamment sensibles et/ou spécifiques, la RT-PCR est aujourd'hui la méthode privilégiée pour le diagnostic des infections à norovirus [1, 2, 3].

5.2 Description des composants

5.2.1 Master A et Master B

Le Master A et le Master B contiennent tous les composants (tampon PCR, transcriptase inverse, ADN-polymérase, sel de magnésium, amorces et sondes) nécessaires à la transcription inverse, ainsi qu'à l'amplification médiée par PCR et à la détection et différenciation de l'ARN spécifique au norovirus GI et au norovirus GII et l'IC en une seule réaction.

5.2.2 Positive Controls (contrôles positifs)

Les PC contiennent des concentrations standardisées d'ARN spécifique aux norovirus GI et norovirus GII. Ils sont utilisés pour vérifier la fonctionnalité des systèmes d'amplification et de détection de l'ARN spécifique aux norovirus GI et norovirus GII inclus dans le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5.

5.2.3 No Template Control (contrôle négatif)

Le NTC ne contient pas d'ARN spécifique au norovirus GI et au norovirus GII mais contient la matrice de l'IC. Le NTC est utilisé comme contrôle négatif pour la RT-PCR en temps réel de l'ARN spécifique au norovirus GI et au norovirus GII, et il indique une possible contamination du Master A et du Master B.

5.3 Flux de travail

5.3.1 AltoStar® Workflow (flux de travail)

L'AltoStar® Workflow (flux de travail) comprend les produits DIV suivants :

- AltoStar® Automation System AM16 (système d'automatisation) (Hamilton)
- Logiciel AltoStar® Connect version 1.7.4 ou supérieure (Hamilton)
- CFX96™ Deep Well Dx System (Bio-Rad) avec le logiciel CFX Manager™ Dx version 3.1 (Bio-Rad)

Le flux de travail comprend les étapes suivantes :

1. Programmation d'un AltoStar® run.
2. Run de purification sur l'AltoStar® AM16 à l'aide du kit AltoStar® Purification Kit 1.5 et de l'AltoStar® Internal Control 1.5 (contrôle interne).
3. Run de configuration RT-PCR sur l'AltoStar® AM16 à l'aide du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5.
4. RT-PCR run en temps réel sur un CFX96™ DW Dx.

Pour plus de détails sur les étapes 3 et 4 du flux de travail, reportez-vous au chapitre 7. Utilisation du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 avec l'AltoStar® Workflow (flux de travail). Tous les types d'échantillons et volumes d'échantillons spécifiés pour une utilisation avec le kit AltoStar® Purification Kit 1.5 peuvent être traités simultanément sur l'AltoStar® AM16. Tous les échantillons peuvent être analysés avec autant d'essais PCR en temps réel en parallèle que le volume d'éluat disponible le permet.

REMARQUE



Les essais présentant des profils de température de PCR différents sont automatiquement triés et placés sur des PCR plates (plaques PCR) différentes.

5.3.2 Autres flux de travail

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 peut être utilisé avec des flux de travail compatibles (manuels ou automatisés). Les instruments PCR en temps réel qui ont été validés pour être utilisés avec le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 sont répertoriés au chapitre 5.3.2.2 Instruments PCR en temps réel. L'utilisation de procédures d'extraction alternatives doit être validée par l'utilisateur.

5.3.2.1 Extraction de l'acide nucléique

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 peut être utilisé avec d'autres systèmes d'extraction de l'acide nucléique que l'AltoStar® AM16. Les procédures alternatives utilisées pour l'extraction de l'acide nucléique doivent être validées par l'utilisateur. Reportez-vous au chapitre 8.2.1 Préparation de l'échantillon pour obtenir des instructions concernant l'utilisation de l'AltoStar® Internal Control 1.5 (contrôle interne) avec d'autres méthodes d'extraction que le kit AltoStar® Purification Kit 1.5.

5.3.2.2 Instruments PCR en temps réel

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 a été développé et validé avec les instruments PCR en temps réel suivants :

- ABI Prism® 7500 SDS (Applied Biosystems)
- CFX96™ Deep Well Dx System (Bio-Rad)
- CFX96™ Dx System (Bio-Rad)
- LightCycler® 480 Instrument II (Roche)
- QuantStudio™ 5 Real-Time PCR System (Applied Biosystems)
- Rotor-Gene® Q5/6 plex Platform (QIAGEN)

En utilisant l'un des instruments PCR en temps réel répertoriés ci-dessus (à l'exception du CFX96™ Deep Well Dx System), la configuration PCR, la programmation de l'instrument ainsi que l'analyse des données doivent être effectuées manuellement (pour plus de détails, voir les chapitres 8.2.2 Configuration du master mix à 8.2.5 Analyse des données).

5.4 Échantillons

5.4.1 Types d'échantillon

L'utilisation du type d'échantillon suivant a été validée pour le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 :

- Selles humaines

ATTENTION



N'utilisez pas d'autres types d'échantillons ! L'utilisation d'autres types d'échantillons pourrait compromettre les performances du produit.

5.4.2 Prélèvement et manipulation des échantillons

Avant leur utilisation, les échantillons de suspensions de selles ne doivent pas être conservés plus de 48 heures à température ambiante (entre +20 °C et +25 °C), 72 heures entre +2 °C et +8 °C ou 7 jours entre -25 °C et -15 °C.

ATTENTION



Considérez systématiquement les échantillons comme étant des matériaux infectieux et présentant un danger (biologique) conformément aux procédures de sécurité de votre laboratoire. En cas de déversement d'échantillon, utilisez rapidement un désinfectant adapté. Manipulez les matériaux contaminés comme présentant un danger biologique.

REMARQUE



Le stockage des échantillons par congélation n'altère pas les performances du kit. Si vous travaillez avec des échantillons congelés, vérifiez que les échantillons sont complètement décongelés et correctement mélangés avant d'être utilisés.

REMARQUE



Les échantillons doivent être exempts de solides et de constituants à haute viscosité. Les matières solides et les constituants à forte viscosité vont interférer avec le transfert d'échantillon sur l'AltoStar® AM16 et les échantillons ne seront pas traités.

6. Mises en garde, précautions et limites

- Avant la première utilisation, vérifiez que le produit et ses composants sont complets quant au nombre, au type et au remplissage. N'utilisez pas un produit défectueux ou incomplet, ses performances pourraient être compromises.
- De mauvaises conditions de stockage pourraient compromettre les performances du produit.
- N'utilisez pas de produits dont la date d'expiration est dépassée. L'utilisation de produits périmés pourrait compromettre leurs performances.
- Ne dépassez pas les séquences de décongélation-congélation et les manipulations indiquées dans le présent mode d'emploi. Cela pourrait compromettre les performances du produit.
- Une manipulation incorrecte des composants du produit et des échantillons peut entraîner une contamination et compromettre les performances du produit :
 - N'intervertissez pas les capuchons des bouteilles et des flacons.
 - Conservez le matériel positif et/ou potentiellement positif à l'écart des composants du kit.
 - Utilisez des zones de travail distinctes pour les activités de préparation de l'échantillon/de configuration des réactions et d'amplification/de détection.
 - Jetez toujours vos gants après avoir manipulé du matériel positif et/ou potentiellement positif.
 - N'ouvrez pas les tubes ou PCR plates (plaques PCR) après amplification.
- Ne mélangez pas les composants provenant de différents lots de kits. L'utilisation de lots de kits différents pourrait compromettre les performances du produit.
- N'utilisez pas d'autres types d'échantillons ! L'utilisation d'autres types d'échantillons pourrait compromettre les performances du produit.
- Considérez systématiquement les échantillons comme étant des matériaux infectieux et présentant un danger (biologique) conformément aux procédures de sécurité de votre laboratoire. En cas de déversement d'échantillon, utilisez rapidement un désinfectant adapté. Manipulez les matériaux contaminés comme présentant un danger biologique.
- Un stockage inapproprié des éluats peut entraîner une dégradation des séquences cibles du norovirus GI et/ou du norovirus GII et pourrait compromettre les performances du produit.

- N'utilisez pas une autre version du protocole d'essai que celle indiquée sur le code-barres 2D dans ce mode d'emploi. L'utilisation d'une version incorrecte du protocole d'essai peut compromettre les performances du produit.
- L'absence de centrifugation des composants du produit après la décongélation peut entraîner leur contamination par des résidus de réactifs dans les couvercles et pourrait compromettre les performances du produit.
- Ne réutilisez pas les capuchons des tubes afin d'éviter de contaminer les réactifs, car cela pourrait compromettre les performances du produit.
- Comme pour tout test de diagnostic, les résultats doivent être interprétés en tenant compte des autres constatations cliniques et résultats de laboratoire.
- La présence d'inhibiteurs de PCR peut donner des résultats faussement négatifs ou non valides.
- N'utilisez pas des volumes de Master A et Master B différents de ceux spécifiés dans ce mode d'emploi pour la configuration du master mix, car cela pourrait compromettre les performances du produit.
- Ne dépassez pas la durée de stockage du mélange PCR, car cela pourrait compromettre la performance du produit.
- Ne mélangez pas les échantillons ou les ID d'échantillons pendant la configuration PCR ou le transfert vers l'instrument PCR. Cela pourrait conduire à des résultats faussement positifs ou faussement négatifs en raison d'une affectation incorrecte des échantillons.
- N'utilisez pas d'autres conditions de cycle que celles spécifiées dans ce mode d'emploi, car cela pourrait compromettre les performances du produit.
- N'utilisez pas d'autres paramètres de contrôle pour l'analyse des données que ceux spécifiés dans ce mode d'emploi, car cela pourrait donner des résultats d'examen DIV incorrects.
- Si l'échantillon contient d'autres pathogènes que le norovirus GI et/ou le norovirus GII, il peut y avoir compétition avec l'amplification de la cible ou des réactions croisées, donnant ainsi des résultats d'examen DIV incorrects.
- L'élimination des déchets dangereux et biologiques doit être conforme aux réglementations locales et nationales afin d'éviter toute contamination de l'environnement.
- Les mutations potentielles dans les régions cibles du génome du norovirus GI et/ou du norovirus GII couvertes par les amorces et/ou les sondes utilisées dans le kit peuvent entraîner empêcher de détecter la présence des pathogènes.

7. Utilisation du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 avec l'AltoStar® Workflow (flux de travail)

La partie suivante de ce mode d'emploi décrit l'utilisation du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 avec l'AltoStar® Workflow (flux de travail). L'AltoStar® Workflow (flux de travail) comprend différents produits DIV [AltoStar® AM16, le logiciel AltoStar® Connect, le kit AltoStar® Purification Kit 1.5, l'AltoStar® Internal Control 1.5 (contrôle interne) et le CFX96™ DW Dx]. L'utilisation de ces produits est décrite en détail dans leurs modes d'emploi respectifs.

- AltoStar® Automation System AM16 Manuel d'utilisation DIV (Hamilton)
- AltoStar® Connect Software Manuel DIV (Hamilton)
- Mode d'emploi AltoStar® Purification Kit 1.5
- Mode d'emploi AltoStar® Internal Control 1.5
- Systèmes CFX96™ Dx et CFX96™ Deep Well Dx Manuel d'utilisation (Bio-Rad)

7.1 Volume d'échantillon

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 est validé pour les purifications des acides nucléiques d'un volume d'échantillon de 500 µl si vous utilisez l'AltoStar® AM16. Un volume d'échantillon supplémentaire doit être fourni afin de compenser le volume mort du tube d'échantillon utilisé (voir le chapitre 7.2 Tubes d'échantillon).

7.2 Tubes d'échantillon

Les tubes d'échantillon adaptés à une utilisation sur l'AltoStar® AM16 peuvent être achetés auprès d'Altona Diagnostics (tube de 7 ml avec capuchon, 82 x 13 mm, VK000010). La compatibilité d'autres tubes d'échantillon peut être testée par l'utilisateur. Pour en savoir plus, consultez le mode d'emploi du kit AltoStar® Purification Kit 1.5.

7.3 Codes-barres de l'échantillon

Pour une identification automatisée des échantillons par l'AltoStar® AM16, tous les tubes d'échantillon doivent porter une étiquette comportant un code-barres adapté. Pour en savoir plus, consultez le mode d'emploi du kit AltoStar® Purification Kit 1.5.

7.4 Matériel et dispositifs nécessaires mais non fournis pour l'AltoStar® Workflow (flux de travail)

Le matériel et les dispositifs indiqués dans le tableau 2 doivent être commandés auprès d'altona Diagnostics GmbH.

Tableau 2: Matériel et dispositifs nécessaires

Matériel	Description	N° de commande
AltoStar® Molecular Diagnostic Workflow	Lot de produits contenant l'AltoStar® Automation System AM16 (système d'automatisation), le logiciel AltoStar® Connect (Version 1.7.4 ou ultérieure) et l'équipement informatique.	AM16
AltoStar® Detection	Lot de produits contenant le CFX96™ Deep Well Dx System (système de détection) avec le logiciel CFX Manager™ Dx (Version 3.1), un scanner de code-barres et l'équipement informatique.	DT16
AltoStar® Purification Kit 1.5	Kit de purification et d'isolement des acides nucléiques à utiliser avec l'AltoStar® Automation System AM16 (système d'automatisation).	PK15-16/ PK15-46
AltoStar® Internal Control 1.5	Contrôle de l'extraction, de l'amplification et de la détection des acides nucléiques	IC15-16/ IC15-46
PCR Plate	Plaque à demi-jupe 96 puits, avec code-barres et puits blancs	VK000005
PCR Plate Sealing Foil	Film protecteur pour la PCR plate (plaque PCR)	VK000006

Matériel	Description	N° de commande
1.000 µl CO-RE Tips	Cônes à filtre 1000 µl à utiliser avec l'AltoStar® Automation System AM16 (système d'automatisation)	VK000007
300 µl CO-RE Tips	Cônes à filtre 300 µl à utiliser avec l'AltoStar® Automation System AM16 (système d'automatisation)	VK000008
Pooling Tube	Tube avec code-barres pour mélanger les réactifs PCR	VK000002
Waste Bag	Sac stérilisé en autoclave à utiliser avec l'AltoStar® Automation System AM16 (système d'automatisation)	VK000009
Screw Cap - red	Capuchon à vis rouge pour les tubes PC au Norovirus du génogroupe GI (rouge)	VK000012
Screw Cap - orange	Capuchon à vis orange pour les tubes PC au Norovirus GII (orange)	VK000014
Screw Cap - blue	Capuchon à vis bleu pour les tubes Master A (bleu)	VK000013
Screw Cap - purple	Capuchon à vis violet pour les tubes Master B (violet)	VK000015
Screw Cap - white	Capuchon à vis blanc pour les tubes NTC (blanc)	VK000016

Tableau 3: Matériel et appareils de laboratoire supplémentaires

Matériel	Description	N° de commande
Scelleur de plaque	p. ex. AltoStar® Plate Sealer (scelleur de plaque)	VK000023
	ex. PX1 Plate Sealer (Bio-Rad)	VK000033

7.5 Matériel et dispositifs généraux

- Agitateur vortex
- Gants non poudrés (jetables)
- Centrifugeuse pour la centrifugation des composants du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5
- Centrifugeuse pour la centrifugation des PCR plates (plaques PCR)
- Solution de chlorure de sodium (0,9 %)

7.6 Procédure

7.6.1 Présentation de l'AltoStar® Workflow (flux de travail)

Les étapes de l'AltoStar® Workflow (flux de travail) sont résumées dans le tableau 4. Les informations relatives aux paramètres spécifiques à utiliser avec le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 sont fournies au chapitre 7.6.2 Programmer un AltoStar® run. Pour en savoir plus sur les étapes 1-5, reportez-vous au mode d'emploi du kit AltoStar® Purification Kit 1.5, du logiciel AltoStar® Connect et de l'AltoStar® AM16.

Les étapes 6-11 sont décrites plus en détail dans les chapitres 7.6.3 Démarrer un run de configuration PCR à 7.6.10 Exporter les résultats de PCR pour une interprétation manuelle des résultats.

Tableau 4: Présentation de l'AltoStar® Workflow (flux de travail)

Étape	Action
1. Démarrer l'AltoStar® AM16	<ul style="list-style-type: none"> • Mettez en marche l'AltoStar® AM16. • Mettez en marche l'ordinateur et l'écran. • Démarrez le logiciel AltoStar® Connect.
2. Effectuer la maintenance	<ul style="list-style-type: none"> • Dans la barre de menus, cliquez sur Application → Instrument Maintenance (Application → Maintenance de l'instrument). <ul style="list-style-type: none"> ◦ S'il est temps d'effectuer la maintenance hebdomadaire, cliquez sur Start Weekly Maintenance (Démarrer maintenance hebdomadaire). ◦ S'il est temps d'effectuer la maintenance quotidienne, cliquez sur Start Daily Maintenance (Démarrer maintenance journalière). • Suivez les instructions sur l'écran pour effectuer le processus de maintenance.
3. Programmer un AltoStar® run	<ul style="list-style-type: none"> • Dans la barre de menus, cliquez sur Program Run → Program Run (AltoStar® Purification) [Programmer le run → Programmer le run (AltoStar® Purification)]. Sinon, retournez à l'écran d'accueil et cliquez sur le bouton Program Run (Programmer le run). • Saisissez les données relatives aux échantillons ou importez-les du SIL. • Sélectionnez l'essai à utiliser pour les échantillons sauf si déjà importé du SIL : <ul style="list-style-type: none"> ◦ AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 • Cliquez sur le bouton Create Run (Créer un run) dans la barre d'outils pour créer l'AltoStar® run.

Étape	Action
4. Démarrer un run de purification	<ul style="list-style-type: none"> • Dans la barre de menus, cliquez sur Purification → Start Purification (Purification → Démarrer purification). Sinon, retournez à l'écran d'accueil et cliquez sur le bouton Start Purification (Démarrer purification). • Sélectionnez le run de purification à démarrer afin d'afficher les échantillons compris dans le run de purification sélectionné. • Préparez les réactifs de purification : <ul style="list-style-type: none"> ◦ Vérifiez que les réactifs utilisés pour la purification ont le même numéro de chargement [à l'exception de l'AltoStar® Internal Control 1.5 (contrôle interne)] et ne sont pas périmés. ◦ Si des précipités sont visibles dans le Lysis Buffer (tampon de lyse), chauffez-le ($\leq +50$ °C) jusqu'à dissolution complète. ◦ Décongelez l'IC [AltoStar® Internal Control 1.5 (contrôle interne)] et passez-le au vortex pendant 5 secondes. ◦ Passez au vortex les Magnetic Beads (billes magnétiques) pendant 5 secondes sans mouiller le capuchon. • Préparez les échantillons pour le run de purification à démarrer comme décrit dans le mode d'emploi du kit AltoStar® Purification Kit 1.5. • Cliquez sur le bouton Start Run (Démarrer run) dans la barre d'outils. • Suivez les instructions des boîtes de dialogue Loading (Chargement) afin de charger l'instrument correctement. • Confirmez le message Loading complete (Chargement terminé) en cliquant sur OK ou patientez 10 secondes. <p>Le système va maintenant effectuer le run de purification automatiquement.</p>

Étape	Action
5. Terminer le run de purification	<ul style="list-style-type: none">Assurez-vous que le plateau de chargement est vide et confirmez la boîte de dialogue Run finished (Run terminé) en cliquant sur OK.Suivez les instructions de la boîte de dialogue Maintenance (Maintenance) et confirmez en cliquant sur OK.Scellez les composants réutilisables du kit AltoStar® Purification Kit 1.5 et rangez-les. <p>Les éluats présents dans la plaque d'éluat non scellée restent stables à température ambiante (max. +30 °C) pendant 4 heures.</p> <ul style="list-style-type: none">Si le run de configuration PCR associé n'est pas démarré tout de suite, scellez l'eluante plate (plaque d'éluat) avec un Eluate Plate Sealing Foil (film protecteur de la plaque d'éluat) et stockez-la entre +2 °C et +8 °C pendant 24 heures au maximum.Observez les résultats du run de purification pour vérifier que chaque échantillon a été traité correctement.

Étape	Action
<p>6. Démarrer un run de configuration PCR</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Dans la barre de menus, cliquez sur PCR Setup → Start PCR Setup (Configuration PCR → Démarrer configuration PCR). Sinon, retournez à l'écran d'accueil et cliquez sur le bouton Start PCR Setup (Démarrer configuration PCR). • Sélectionnez le run de configuration PCR qui doit être lancé pour afficher la plaque d'éluat et les réactifs inclus dans celui-ci. • Préparez les réactifs PCR : <ul style="list-style-type: none"> ◦ Assurez-vous que les masters et les contrôles à utiliser proviennent d'un même lot de kits et qu'ils ne sont pas périmés. ◦ Décongelez la quantité de tubes de master et de contrôle appropriée, passez-les brièvement au vortex et centrifugez-les. • Si l'eluat plate (plaque d'éluat) est scellée, centrifugez brièvement la plaque et ouvrez-la avec précaution. • Cliquez sur le bouton Start Run (Démarrer run) dans la barre d'outils. • Suivez les instructions de la boîte de dialogue Loading (Chargement) afin de charger l'instrument correctement. • Confirmez le message Loading complete (Chargement terminé) en cliquant sur OK ou patientez 10 secondes. <p>Le système procède alors automatiquement au run de configuration PCR.</p>
<p>7. Terminer le run de configuration PCR</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Assurez-vous que le plateau de chargement est vide et confirmez la boîte de dialogue Run finished (Run terminé) en cliquant sur OK. • Suivez les instructions de la boîte de dialogue Maintenance (Maintenance) et confirmez en cliquant sur OK. • Scellez les composants réutilisables du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 et rangez-les. • Consultez les résultats du run de configuration PCR pour confirmer le traitement réussi de chaque échantillon.

Étape	Action
8. Sceller la PCR plate (plaque PCR)	<ul style="list-style-type: none"> Scellez la PCR plate (plaque PCR) avec un PCR plate Sealing Foil (film protecteur de la plaque PCR).
9. Démarrer le PCR run	<ul style="list-style-type: none"> Mettez en marche le CFX96™ DW Dx, l'ordinateur raccordé et le moniteur. Démarrez le logiciel CFX Manager™ Dx. Ouvrez le CFX96™ DW Dx. Centrifugez la PCR plate (plaque PCR) et insérez-la dans le CFX96™ DW Dx. Sélectionnez File → Open → LIMS File... (Fichier → Ouvrir → Fichier SIL...) dans la barre de menus. Scannez le code-barres de la PCR plate (plaque PCR) à l'aide du scanner de code-barres portatif. Fermez le CFX96™ DW Dx. Cliquez sur le bouton Start Run (Démarrer run) pour démarrer le PCR run. Nommez et enregistrez le fichier du PCR run. <p>Le CFX96™ DW Dx procède alors automatiquement au PCR run.</p>
10. Séparer les essais pour une analyse individuelle	<ul style="list-style-type: none"> Séparez tous les essais du PCR run en groupes de puits distincts.
11. Analyser les données et interpréter les résultats du PCR run	<p>Pour chaque groupe de puits, séparément :</p> <ul style="list-style-type: none"> Appliquez la correction de la référence dans tous les puits pour tous les canaux de détection utilisés. Excluez les puits présentant des signaux PCR irréguliers. Définissez les seuils de tous les canaux de détection en fonction des contrôles. Excluez les puits contenant des données non valides. Générez le fichier de résultats du SIL permettant d'exporter les résultats vers le SIL. Générez le rapport de résultats pour une interprétation manuelle des résultats.

ATTENTION



Un stockage inapproprié des éluats peut entraîner une dégradation des séquences cibles du norovirus GI et/ou du norovirus GII et pourrait compromettre les performances du produit.

7.6.2 Programmer un AltoStar® run

Pour obtenir des informations détaillées sur le démarrage d'un AltoStar® run, reportez-vous au mode d'emploi du kit AltoStar® Purification Kit 1.5, du logiciel AltoStar® Connect et de l'AltoStar® AM16. Vous trouverez ci-dessous les paramètres spécifiques à l'utilisation du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 :

- Les PC et NTC sont sélectionnés.
- Le volume d'échantillon requis est de 500 µl plus le volume mort pour le tube d'échantillon correspondant (voir les chapitres 7.1 Volume d'échantillon et 7.2 Tubes d'échantillon).
- Le volume requis d'éluat pour le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 est 10 µl.
- Assurez-vous que la version correcte du protocole d'essai est utilisée pour le run. Pour obtenir des informations sur la version actuelle du protocole, voir le chapitre 16. Protocole d'essai pour le logiciel AltoStar® Connect et informations pour l'intégration SIL. Le protocole d'essai respectif est encodé dans le code-barres 2D affiché. Pour obtenir des informations sur le kit de purification et l'importation du protocole d'essai dans le logiciel AltoStar® Connect, reportez-vous aux modes d'emploi respectifs.

ATTENTION



N'utilisez pas une autre version du protocole d'essai que celle indiquée sur le code-barres 2D dans ce mode d'emploi. L'utilisation d'une version incorrecte du protocole d'essai peut compromettre les performances du produit.

7.6.3 Démarrer un run de configuration PCR

1. Sélectionnez **PCR Setup** → **Start PCR Setup** (Configuration PCR → Démarrer configuration PCR) dans la barre de menus. Sinon, retournez à l'écran d'accueil du logiciel AltoStar® Connect et sélectionnez le bouton **Start PCR Setup** (Démarrer configuration PCR). L'écran Start PCR Setup Run (Démarrer le run de configuration PCR) s'affiche.

Les runs de configuration PCR en attente s'affichent dans le tableau Programmed PCR Setup Runs (Runs de configuration PCR programmés) situé à gauche de l'écran.

2. Sélectionnez le run de configuration PCR à démarrer dans le tableau Programmed PCR Setup Runs (Runs de configuration PCR programmés).
 - Les échantillons inclus dans le run de configuration PCR sélectionné s'affichent dans le tableau en haut à droite de l'écran [Samples in selected PCR Setup Run (Échantillons figurant dans le run de configuration PCR sélectionné)].
 - Les contrôles nécessaires au run de configuration PCR sélectionné s'affichent dans le tableau au milieu à droite de l'écran [Controls in selected PCR Setup Run (Contrôles dans le run de configuration PCR sélectionné)].
 - Le nombre de tubes de master requis pour le run de configuration PCR sélectionné s'affiche dans le tableau en bas à droite de l'écran [Required master tubes for the selected PCR Setup Run (Tubes de master requis pour le run de configuration PCR sélectionné)].

REMARQUE



Le nombre d'échantillons prioritaires dans un run de configuration PCR s'affiche dans la colonne **No. of prioritized Samples** (Nombre d'échantillons prioritaires). Effectuez les runs de configuration PCR avec les échantillons prioritaires en premier pour permettre un traitement plus rapide des échantillons prioritaires.

Avant de cliquer sur le bouton **Start Run** (Démarrer run) dans la barre d'outils, préparez les réactifs requis comme décrit dans le chapitre 7.6.3.1 Préparer les réactifs pour un run de configuration PCR. Si l'eluante plate (plaque d'éluat) requise pour le run de configuration PCR sélectionné a été scellée en vue de son stockage, préparez-la comme décrit dans le mode d'emploi du kit AltoStar® Purification Kit 1.5.

7.6.3.1 Préparer les réactifs pour un run de configuration PCR

1. Décongelez complètement les contrôles nécessaires ainsi que le nombre requis de tubes de master à température ambiante (max. +30 °C).
2. Mélangez les réactifs en agitant doucement au vortex.
3. Centrifugez brièvement les tubes afin d'éliminer les éventuelles gouttes du capuchon.

ATTENTION



L'absence de centrifugation des composants du produit après la décongélation peut entraîner leur contamination par des résidus de réactifs dans les couvercles et pourrait compromettre les performances du produit.

7.6.3.2 Charger l'AltoStar® AM16 pour un run de configuration PCR

Pour obtenir des informations détaillées sur la procédure de chargement, reportez-vous au mode d'emploi de l'AltoStar® AM16 et du logiciel AltoStar® Connect.

1. Cliquez sur le bouton **Start Run** (Démarrer run) de la barre d'outils dans l'écran Start PCR Setup Run (Démarrer le run de configuration PCR) pour afficher la boîte de dialogue Loading (Chargement).

La boîte de dialogue Loading (Chargement) est constituée d'une représentation visuelle de la plateforme de l'AltoStar® AM16 dans la moitié supérieure et d'un tableau indiquant les portoirs, les glissières correspondant à chaque portoir sur la plateforme de l'AltoStar® AM16, le matériel à charger sur chaque portoir ainsi que des commentaires concernant le chargement des portoirs.

REMARQUE

Afin de visualiser la position d'un élément sur un portoir et la position du portoir sur la plateforme de l'AltoStar® AM16, sélectionnez la ligne respective du tableau dans la boîte de dialogue Loading (Chargement).

i

La position de l'élément et de son portoir est affichée :

- En surbrillance rouge dans la représentation visuelle de la plateforme de l'instrument
- Sur l'AltoStar® AM16 par des voyants de chargement qui clignotent au-dessus des glissières où le portoir sélectionné doit être placé

2. Chargez le matériel requis, l'eluante plate (plaque d'éluat) préparée et les réactifs préparés sur leurs portoirs correspondants.

- Remplacez uniquement des rails de cônes de 1000 µl **complètement vides** par des rails de cônes de 1000 µl **complètement pleins** sur le portoir des cônes.
- Remplacez uniquement les rails de cônes de 300 µl **complètement vides** par des rails de cônes de 300 µl **complètement pleins** sur le portoir des cônes et de la plaque.

REMARQUE

i

Remplacer des rails de cônes qui ne sont pas complètement vides et manipuler des cônes individuels peut interférer avec la gestion automatique des cônes et conduire à des abandons du run.

- Placez l'eluante plate (plaque d'éluat) requise avec le puits A1 sur la gauche de la position de la plaque noire.
- Placez la PCR plate (plaque PCR) de sorte que le puits A1 soit au niveau de la position de la plaque avant argentée.
- Chargez un portoir pour 24 tubes avec un tube de mélange inutilisé pour chaque essai du run de configuration PCR.
- Poussez délicatement les tubes jusqu'au fond du portoir et tournez-les de manière à ce que leurs codes-barres soient visibles à travers la fenêtre du portoir.
- Chargez le portoir pour 32 tubes de réactif avec les composants de l'essai requis pour le run de configuration PCR.

- Poussez délicatement les tubes jusqu'au fond du portoir et tournez-les de manière à ce que leurs codes-barres soient visibles à travers la fenêtre du portoir.

REMARQUE



La position des différents tubes sur les portoirs est arbitraire.

REMARQUE



Le volume des composants chargés n'est pas vérifié par le système avant le traitement. Un volume insuffisant des composants entravera une configuration PCR réussie pour l'essai concerné.

REMARQUE



Démarrer un run de configuration PCR avec les capuchons toujours en place sur les tubes peut entraîner l'abandon du run en cours de traitement.

3. Chargez les portoirs avec le code-barres du portoir à l'arrière à droite.
4. Insérez les portoirs remplis dans leurs glissières respectives entre les blocs coulissants avant et arrière du plateau de chargement jusqu'à ce qu'ils touchent les crochets d'arrêt du côté opposé du plateau de chargement.

REMARQUE



Pousser les portoirs au-delà des crochets d'arrêt pourrait endommager l'instrument et perturber la procédure de chargement.

5. Vérifiez que la plaque d'éjection des cônes et le récipient de déchets des cônes sont dans la bonne position et qu'un nouveau sac de déchets est placé dans le récipient.
6. Cliquez sur **OK** dans la boîte de dialogue Loading (Chargement) pour poursuivre la procédure de chargement.

REMARQUE



Cliquer sur **Cancel** (Annuler) annulera le run de configuration PCR sans l'empêcher d'être redémarré ultérieurement (voir le chapitre 7.6.3 Démarrer un run de configuration PCR).

L'AltoStar® AM16 entraîne les portoirs dans l'instrument et procède à la vérification des codes-barres.

REMARQUE



L'AltoStar® AM16 vérifie automatiquement :

- La conformité du type et la bonne localisation des portoirs chargés
- L'identité et la position correctes des éléments chargés sur les portoirs
- La concordance du lot des composants de chaque kit d'essai AltoStar®
- La non-péréemption de tous les composants d'essai AltoStar®
- Le positionnement correct de la plaque d'éjection des cônes

Si l'une de ces vérifications ne donne pas les résultats escomptés, l'utilisateur est averti par un message d'avertissement précisant le problème en cause et les instructions pour y remédier convenablement. Pour en savoir plus sur la gestion des erreurs, reportez-vous au mode d'emploi du logiciel AltoStar® Connect.

REMARQUE



Modifier les positions des éléments chargés une fois que le portoir a été introduit dans l'instrument pourrait interrompre le run de configuration PCR et/ou endommager l'instrument.

Lorsque toutes les vérifications ont été correctement effectuées, la boîte de dialogue Loading complete (Chargement terminé) s'affiche.

7. Confirmez la boîte de dialogue Loading complete (Chargement terminé) en cliquant sur **OK** ou patientez 10 secondes avant le démarrage automatique du processus.

REMARQUE



Cliquer sur **Cancel** (Annuler) annulera le run de configuration PCR sans l'empêcher d'être redémarré ultérieurement (voir le chapitre 7.6.3 Démarrer un run de configuration PCR).

Le run de configuration PCR démarre et se déroule sans intervention de l'utilisateur.

7.6.3.3 Pendant le run de configuration PCR

Aucune autre interaction de l'utilisateur n'est nécessaire jusqu'à la fin du run de configuration PCR. L'écran Processing Status (État du traitement) s'affiche indiquant l'état du run de configuration PCR ainsi qu'une estimation de la durée restante.

REMARQUE



Pousser ou tirer les portoirs ou la porte de l'AltoStar® AM16 au cours d'un run de configuration PCR pourrait interrompre le run.

7.6.4 Fin du run de configuration PCR

En fin de run de configuration PCR, la boîte de dialogue Run finished (Run terminé) s'affiche.

1. Assurez-vous que le plateau de chargement est vide.
2. Confirmez la boîte de dialogue Run finished (Run terminé) en cliquant sur **OK**.

L'AltoStar® AM16 va décharger les portoirs. Veillez à ne pas gêner les portoirs en cours de déchargement.

Après le déchargement, la boîte de dialogue Maintenance (Maintenance) s'affiche.

3. Suivez les instructions indiquées dans la boîte de dialogue Maintenance (Maintenance).

Le tableau figurant dans la boîte de dialogue indique le nombre de réactions dans les tubes de master inutilisés au cours du run de configuration PCR.

4. S'il est prévu de démarrer immédiatement un autre run de configuration PCR avec l'eluante plate (plaque d'éluat) actuellement chargée, l'eluante plate (plaque d'éluat) peut rester sans être scellée en position sur son portoir. Si ce n'est **pas** le cas, scellez et stockez l'eluante plate (plaque d'éluat). Pour en savoir plus, consultez le mode d'emploi du kit AltoStar® Purification Kit 1.5.

REMARQUE



Les éluats présents dans l'eluante plate (plaque d'éluat) restent stables à température ambiante (max.+30 °C) pour une durée maximale de 4 heures après la fin du run de purification.

5. Rebouchez les tubes de réactif avec des capuchons adaptés n'ayant jamais servi.

ATTENTION



Ne réutilisez pas les capuchons des tubes afin d'éviter de contaminer les réactifs, car cela pourrait compromettre les performances du produit.

6. Stockez les réactifs pour une utilisation ultérieure en respectant la méthode décrite dans le chapitre 4.2 Manipulation.
7. Éliminez le matériel usagé (voir le chapitre 10. Élimination).
8. Confirmez la boîte de dialogue Maintenance (Maintenance) en cliquant sur **OK**.

7.6.4.1 Résultats du run de configuration PCR

Les résultats du run de configuration PCR sont enregistrés dans le logiciel AltoStar® Connect.

1. Cliquez sur **PCR Setup** → **PCR Setup Results** (Configuration PCR → Résultats de la configuration PCR) dans la barre de menus pour afficher l'écran Results (Résultats).

L'écran Results (Résultats) affiche un tableau comprenant tous les échantillons utilisés lors du dernier run de configuration PCR. Une de ses colonnes à droite, **Status** (État) indique si le procédé de configuration PCR pour un échantillon donné s'est correctement déroulé (voir le tableau 5).

Tableau 5: Résultats du run de configuration PCR

Status (État)	Résultat du run de configuration PCR
Processed (Traité)	<ul style="list-style-type: none"> L'éluat a été traité avec succès lors du run de configuration PCR. Le mélange RT-PCR résultant est prêt à être utilisé dans un PCR run.
Error (Erreur)	<ul style="list-style-type: none"> Le traitement de l'éluat a échoué. Le mélange RT-PCR correspondant sera automatiquement omis lors de l'analyse PCR suivante.

- Pour afficher les résultats de runs de configuration PCR antérieurs, cliquez sur le bouton **Load** (Charger) dans la barre de menus, sélectionnez le run de configuration PCR souhaité dans la liste qui s'affiche à l'ouverture de la boîte de dialogue Load Results (Charger les résultats) et cliquez sur **OK**.

3 fichiers de résultats du run de configuration PCR sont automatiquement générés par le logiciel AltoStar® Connect :

- Un fichier SIL (.xml) permettant de renvoyer au SIL des informations détaillées concernant le run de configuration PCR, notamment les résultats.
- Un rapport (.pdf) contenant des informations détaillées concernant le run de configuration PCR, y compris les résultats, à des fins de documentation.
- Un fichier du thermocycleur (.plrn) pour la programmation automatique du CFX96™ DW Dx.

Ces fichiers sont enregistrés à l'emplacement indiqué dans les paramètres du système du logiciel AltoStar® Connect.

REMARQUE**i**

Les fichiers de résultats du run de configuration PCR peuvent de nouveau être générés en chargeant le run de configuration PCR correspondant et en cliquant sur le bouton **Create LIMS File** (Créer un fichier SIL) qui permet de générer le fichier SIL, le bouton **Create Report** (Créer rapport) qui permet de générer le rapport ou le bouton **Create Bio-Rad Cycler File** (Créer le fichier du thermocycleur Bio-Rad) qui permet de générer le fichier du thermocycleur.

7.6.5 Sceller la PCR plate (plaque PCR)

À la fin du run de configuration PCR, la PCR plate (plaque PCR) doit être scellée à l'aide d'un PCR Plate Sealing Foil (film protecteur de la plaque PCR). Il est recommandé d'utiliser l'AltoStar® Plate Sealer (scelleur de plaque) [4s3™ Semi-Automatic Sheet Heat Sealer (4titude)] ou le PX1 PCR Plate Sealer (Bio-Rad). La compatibilité des scelleurs de plaque autres que les scelleurs de plaque recommandés doit être évaluée par l'utilisateur.

Si l'un des scelleurs de plaque recommandés est utilisé pour assurer le scellement, procédez comme suit :

1. Mettez en marche le scelleur de plaque et vérifiez que l'adaptateur de plaques ne se trouve pas dans le tiroir.
2. Assurez-vous que les paramètres du scelleur de plaque sont les suivants :

Tableau 6: Paramètres du scelleur de plaque

Scelleur de plaque	Paramètres	
	Température [°C]	Temps [s]
AltoStar® Plate Sealer (scelleur de plaque) [4s3™ Semi-Automatic Sheet Heat Sealer (4titude)]	170	2
PX1 PCR Plate Sealer (Bio-Rad)	175	3

3. Attendre que la température définie soit atteinte. Cela peut prendre plusieurs minutes.
4. Placez la PCR plate (plaque PCR) sur l'adaptateur de plaques du scelleur de plaque.
5. Placez un PCR Plate Sealing Foil (film protecteur de la plaque PCR) sur la PCR plate (plaque PCR) de manière à ce que l'inscription « THIS SIDE UP » (ce côté vers le haut) soit lisible. Assurez-vous que tous les puits de la PCR plate (plaque PCR) sont recouverts de film et qu'aucun puits n'est dissimulé par l'inscription.

REMARQUE






L'utilisation du scelleur de plaque sans avoir placé l'adaptateur de plaques dans le tiroir peut rendre le scelleur inopérant. Dans ce cas, contactez l'assistance technique d'Altona Diagnostics pour obtenir de l'aide (voir le chapitre 12. Assistance technique).

REMARQUE



Si le PCR Plate Sealing Foil (film protecteur de la plaque PCR) ou son cadre est incorrectement positionné, le film protecteur risque d'adhérer à la plaque de chauffage du scelleur de plaque lors du processus de scellement. Cela rendrait le scelleur inopérant. Dans ce cas, ou si le processus de scellement a été démarré sans le PCR Plate Sealing Foil (film protecteur de la plaque PCR), laissez le scelleur de plaque refroidir à température ambiante et contactez l'assistance technique d'Altona Diagnostics pour obtenir de l'aide (voir le chapitre 12. Assistance technique).

6. Positionnez le cadre de protection sur le haut de l'ensemble pour maintenir le film protecteur.

7. Ouvrez le tiroir en appuyant sur le bouton **Operate** (Marche)*/ **.
8. Placez l'ensemble comprenant l'adaptateur de plaques, la PCR plate (plaque PCR), le PCR Plate Sealing Foil (film protecteur de la plaque PCR) et le cadre de protection dans le scelleur de plaque, puis appuyez sur le bouton **Operate** (Marche)*/ .
9. Le tiroir se ferme automatiquement, procède au scellement pendant la durée déterminée et se rouvre automatiquement.
10. Retirez la PCR plate (plaque PCR) scellée et l'adaptateur de plaques du scelleur de plaque, puis fermez le scelleur de plaque en appuyant sur le bouton **Close** (Fermer)*/ .

* AltoStar® Plate Sealer (scelleur de plaque) [4s3™ Semi-Automatic Sheet Heat Sealer (4titude)]

**PX1 PCR Plate Sealer (Bio-Rad)

7.6.5.1 Stabilité du mélange PCR

À la fin du run de configuration PCR, le mélange RT-PCR présent dans la PCR plate (plaque PCR) scellée reste stable à température ambiante (max. +30 °C) pendant 30 minutes.

ATTENTION



Ne dépassez pas la durée de stockage du mélange PCR, car cela pourrait compromettre la performance du produit.

7.6.6 Démarrer un PCR run

Le PCR run est effectué sur un CFX96™ DW Dx contrôlé par le logiciel CFX Manager™ Dx.

1. Mettez en marche le CFX96™ DW Dx, l'ordinateur raccordé et le moniteur.
2. Démarrez le logiciel CFX Manager™ Dx.
3. Dans la barre de menus du logiciel CFX Manager™ Dx, sélectionnez **File** → **Open** → **LIMS File...** (Fichier → Ouvrir → Fichier SIL...) pour ouvrir la boîte de dialogue Open LIMS File (Ouvrir le fichier SIL).

4. Lorsque la boîte de dialogue Open LIMS File (Ouvrir le fichier SIL) s'ouvre, assurez-vous que le curseur clignote dans le champ du bas **File name** (Nom du fichier). Si ce n'est pas le cas, cliquez dans le champ **File name** (Nom du fichier).
5. Scannez le code-barres de la PCR plate (plaque PCR) à l'aide du scanner de code-barres à main pour sélectionner et ouvrir automatiquement le bon fichier SIL. La boîte de dialogue Run Setup (Configuration du run) s'affiche.

REMARQUE



Tous les paramètres requis pour démarrer le PCR run sont automatiquement transférés du logiciel AltoStar® Connect au CFX96™ DW Dx à l'aide du fichier du thermocycleur.

6. Cliquez sur le bouton **Open Lid** (Ouvrir le capuchon) dans la boîte de dialogue Run Setup (Configuration du run) pour ouvrir le capuchon du CFX96™ DW Dx.
7. Centrifugez brièvement la PCR plate (plaque PCR) scellée pour s'assurer que tout le liquide est au fond des puits.
8. Insérez la PCR plate (plaque PCR) scellée dans le bloc chauffant du CFX96™ DW Dx avec le puits A1 placé sur la gauche.
9. Fermez le CFX96™ DW Dx en cliquant sur le bouton **Close Lid** (Fermer le capuchon) dans la boîte de dialogue Run Setup (Configuration du run).
10. Démarrez le PCR run en cliquant sur le bouton **Start Run** (Démarrer run) dans la boîte de dialogue Run Setup (Configuration du run).

7.6.6.1 Pendant le PCR run

Aucune autre interaction de l'utilisateur n'est nécessaire jusqu'à la fin du PCR run. La boîte de dialogue Run Details (Détails du run) s'affiche indiquant l'état du PCR run ainsi qu'une estimation de la durée restante.

REMARQUE



Soulever le capuchon du CFX96™ DW Dx durant un PCR run en actionnant le bouton sur le devant du capuchon ou en cliquant sur **Open Lid** (Ouvrir le capuchon) dans la boîte de dialogue Run Details (Détails du run) entraînera l'abandon du run et invalidera tous les résultats.

La fenêtre Data Analysis (Analyse des données) contenant les courbes d'amplification, la disposition de la plaque et les résultats s'affiche à la fin du PCR run.

7.6.6.2 Affecter des essais à des groupes de puits

L'AltoStar® Workflow (flux de travail) traite un ou plusieurs essais PCR en même temps sur une même PCR plate (plaque PCR). En revanche, chaque essai doit être analysé séparément par l'utilisateur conformément aux instructions données dans le mode d'emploi de l'essai correspondant.

Pour cette raison, tous les essais d'une PCR plate (plaque PCR) doivent être affectés par l'utilisateur à des groupes de puits individuels dans le logiciel CFX Manager™ Dx.

1. Dans la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), cliquez sur la bouton **Plate Setup** (Configuration de la plaque) dans la barre d'outils et sélectionnez **View/Edit Plate** (Afficher/Modifier la plaque). La boîte de dialogue Plate Editor (Éditeur de plaque) s'affiche (voir la figure 1).

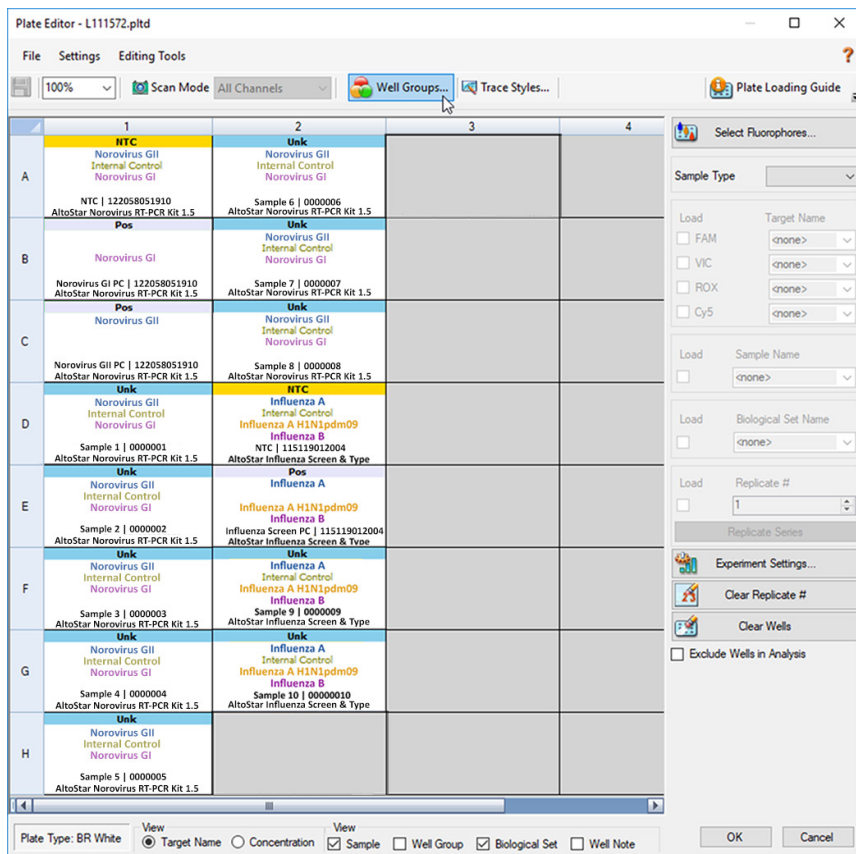


Figure 1: Boîte de dialogue Plate Editor (Éditeur de plaque)

2. Dans la boîte de dialogue Plate Editor (Éditeur de plaque), cliquez sur **Well Groups...** (Groupes de puits...) dans la barre d'outils. La boîte de dialogue Well Groups Manager (Gestionnaire de groupes de puits) s'affiche (voir la figure 2).
3. Cliquez sur le bouton **Add** (Ajouter).
4. Saisissez le nom du premier essai dans la zone de texte.

5. Sélectionnez tous les puits de la PCR plate (plaque PCR) situés dans la zone appartenant au premier essai (voir la figure 2). Les puits appartenant à un essai individuel peuvent être identifiés dans la boîte de dialogue Plate Editor (Éditeur de plaque) grâce aux éléments saisis dans le champ **Biological Set** (Ensemble biologique).

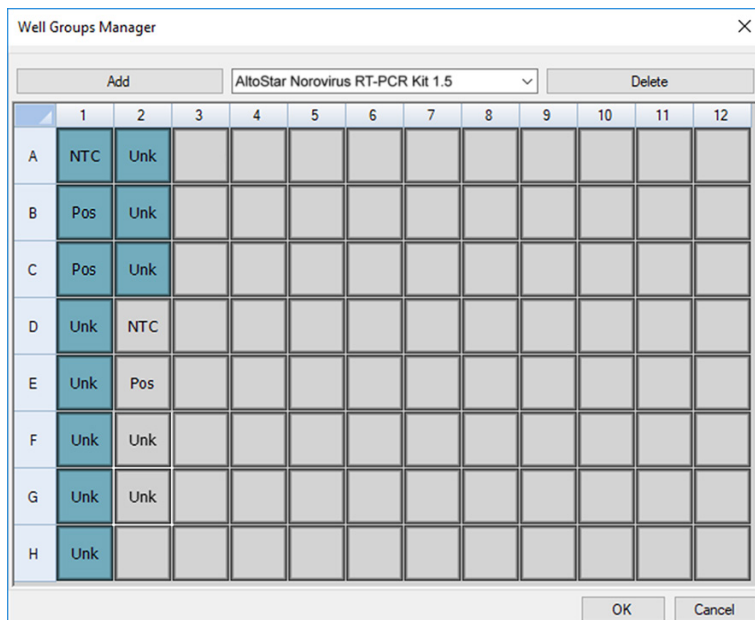


Figure 2: Boîte de dialogue Well Groups Manager (Gestionnaire de groupes de puits)

6. Répétez les étapes 3-5 pour tous les essais sur la PCR plate (plaque PCR).
7. Confirmez l'affectation du groupe de puits en cliquant sur **OK**. La boîte de dialogue Well Groups Manager (Gestionnaire de groupes de puits) se ferme.
8. Cliquez sur **OK** pour fermer la boîte de dialogue Plate Editor (Éditeur de plaque).
9. Cliquez sur **Yes** (Oui) pour confirmer et appliquer les modifications.

7.6.7 Analyse des données de PCR

Les résultats de tous les essais (groupes de puits) de la PCR plate (plaque PCR) doivent être analysés dans l'ordre décrit sur la figure 3.

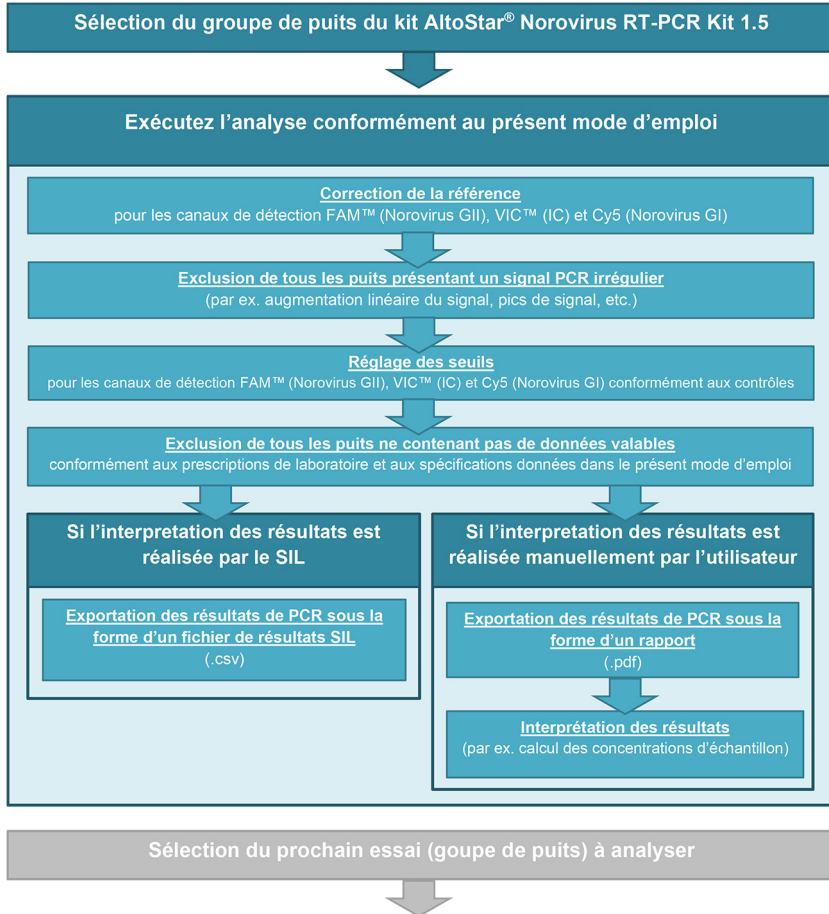


Figure 3: Processus Data Analysis (Analyse des données)

Dans la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), veuillez à sélectionner le **Well Group** (Groupe de puits) du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5. Pour cela, cliquez sur le menu déroulant **Well Group** (Groupe de puits) à droite en regard du bouton **Well Group** (Groupe de puits) (voir la figure 4) sur la barre d'outils. N'utilisez pas le **Well Group** (Groupe de puits) *All Wells* (Tous les puits). La sélection de la figure 4 est utilisée comme vue d'exemple général.

Avant d'analyser les résultats, assurez-vous que le groupe de puits du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 inclut tous les puits du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 et aucun puits d'autres essais.

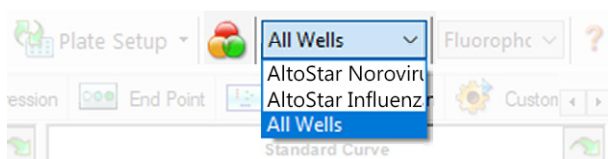


Figure 4: Bouton Well Group (Groupe de puits) et menu déroulant Well Group (Groupe de puits)

REMARQUE



Une analyse combinée de plusieurs essais entraînerait des résultats incorrects.

ATTENTION



Comme pour tout test de diagnostic, les résultats doivent être interprétés en tenant compte des autres constatations cliniques et résultats de laboratoire.

7.6.7.1 Correction de la référence

Les paramètres de référence utilisés par le logiciel CFX Manager™ Dx doivent éventuellement être modifiés pour les puits individuels de l'essai [**Well Group** (Groupe de puits)] en cours d'analyse.

1. Dans la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), veillez à sélectionner le **Well Group** (Groupe de puits) du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5. Pour cela, cliquez sur le menu déroulant **Well Group** (Groupe de puits) à droite en regard du bouton **Well Group** (Groupe de puits) (voir la figure 4) sur la barre d'outils.
2. Sur la gauche de la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), cochez uniquement la case **FAM** pour le canal de détection de la cible Norovirus GII.
3. Dans la barre de menus de la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), cliquez sur **Settings** → **Baseline Threshold...** (Paramètres → Seuil de référence...) pour ouvrir la boîte de dialogue Baseline Threshold (Seuil de référence) (voir la figure 5).
4. Cliquez une fois sur le symbole ◇ dans l'en-tête de la colonne **Baseline End** (Extrémité de référence) pour trier le tableau par valeurs **Baseline End** (Extrémité de référence) croissantes.

- Sélectionnez toutes les lignes qui indiquent une valeur **Baseline End** (Extrémité de référence) comprise entre 1-9 (voir la figure 5).

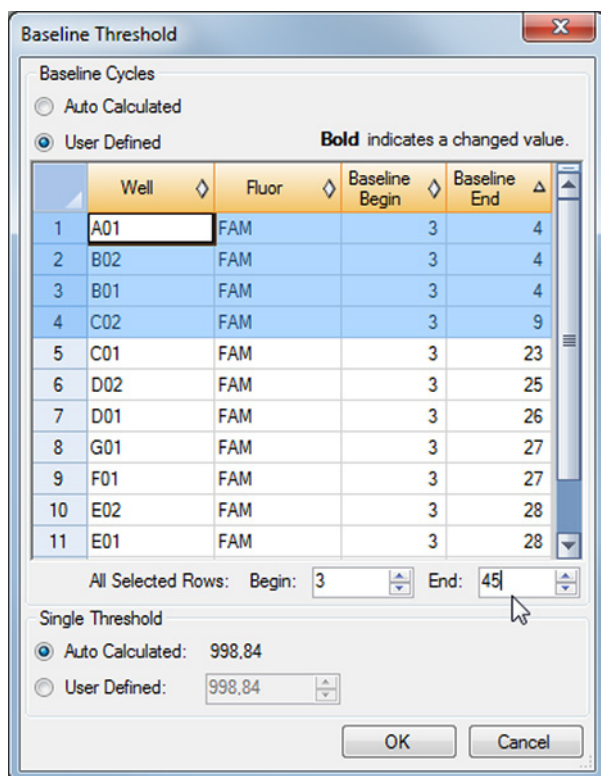


Figure 5: Boîte de dialogue Baseline Threshold (Seuil de référence)

- Définissez la valeur dans le champ **End:** (Extrémité :) sur 45 pour les lignes sélectionnées (voir la figure 5).
- Confirmez les paramètres en cliquant sur **OK**.
- Sur la gauche de la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), décochez la case **FAM** et cochez uniquement la case **VIC** pour le canal de détection de la cible sur l'IC.
- Répétez les étapes 3-7 pour les canaux de détection VIC™ (IC) et Cy5 (cible Norovirus GI).

7.6.7.2 Exclusion des signaux PCR irréguliers

Des résultats valides peuvent uniquement être dérivés de signaux PCR exempts d'artefacts, qui peuvent être causés p. ex. par des impuretés ou des bulles dans le mélange RT-PCR. Les signaux PCR présentant des artefacts devront être exclus par l'utilisateur.

1. Dans la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), veillez à sélectionner le **Well Group** (Groupe de puits) du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5. Pour cela, cliquez sur le menu déroulant **Well Group** (Groupe de puits) à droite en regard du bouton **Well Group** (Groupe de puits) (voir la figure 4) sur la barre d'outils.

- Identifiez les puits présentant des signaux PCR irréguliers (augmentation linéaire du signal, pics de signal, etc.) dans l'un des canaux de détection FAM™ (cible Norovirus GII), VIC™ (IC) ou Cy5 (cible Norovirus GI) (voir la figure 6).

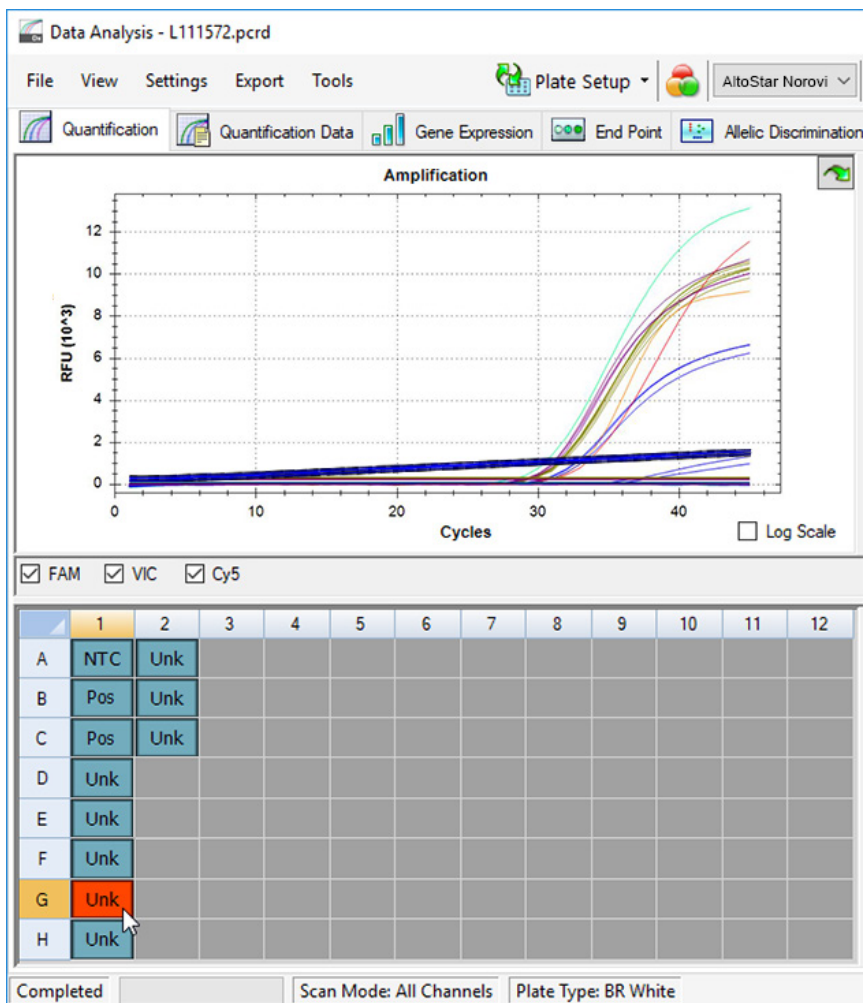


Figure 6: Fenêtre Data Analysis (Analyse des données) : signal PCR irrégulier

3. Cliquez avec le bouton droit de la souris sur chacun des puits concernés et sélectionnez **Well...** → **Exclude from Analysis** (Puits... → Exclure le puits de l'analyse) (voir la figure 7).

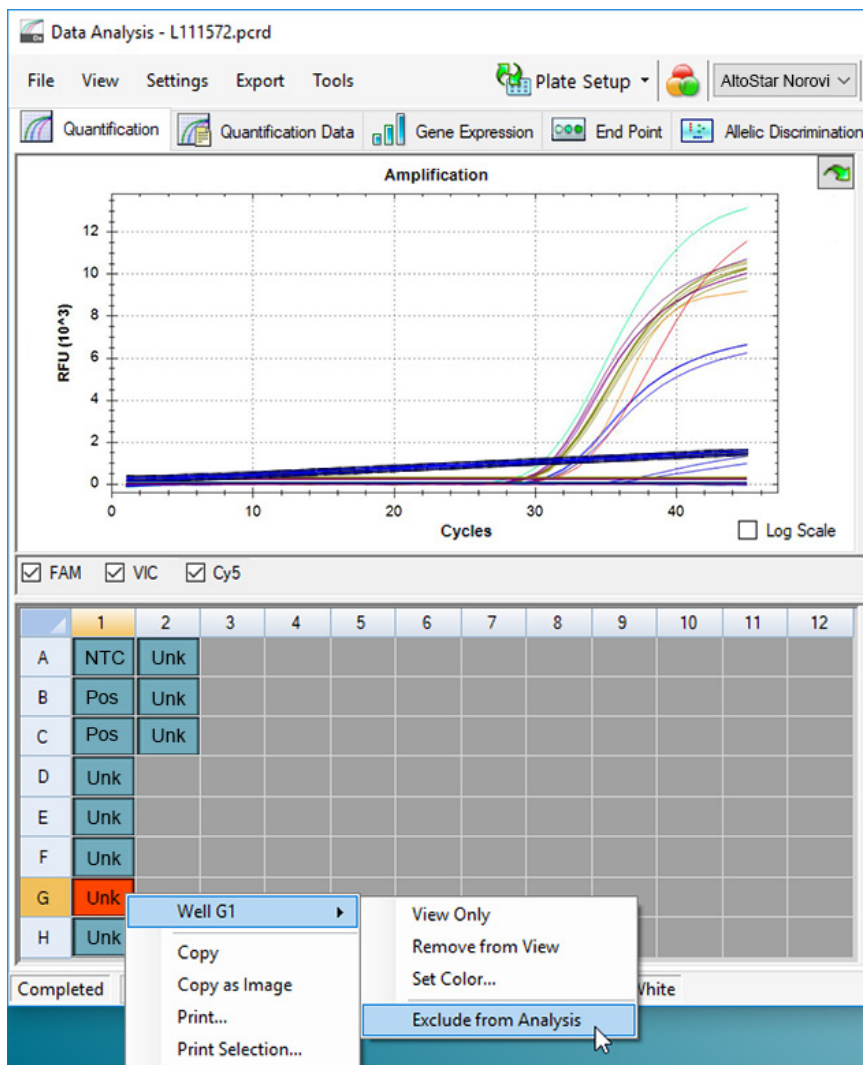


Figure 7: Fenêtre Data Analysis (Analyse des données) : exclure le puits de l'analyse

4. Le puits sélectionné est exclu de l'analyse. Aucun résultat ne sera généré pour ce puits (voir la figure 8).

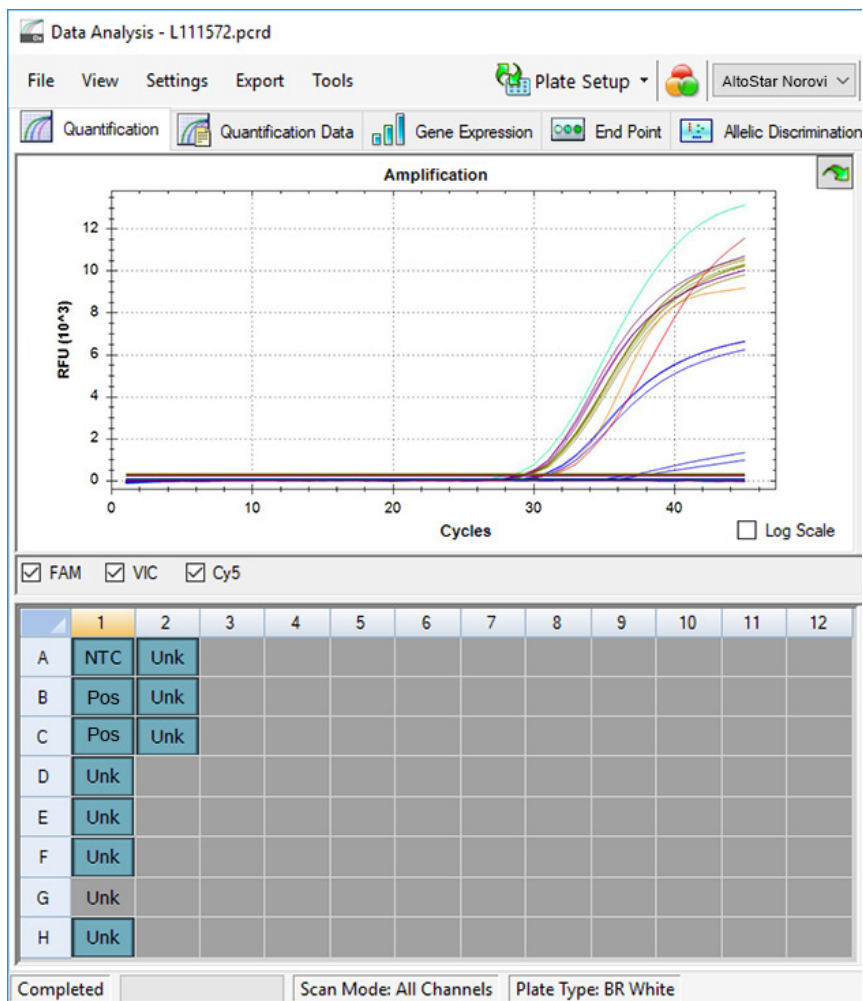


Figure 8: Fenêtre Data Analysis (Analyse des données) : puits exclu

7.6.7.3 Définir des seuils

Les seuils des canaux de détection FAM™ (cible Norovirus GII), VIC™ (IC) et Cy5 (cible Norovirus GI) ont été définis manuellement par l'utilisateur en fonction des signaux obtenus pour les contrôles.

1. Dans la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), veillez à sélectionner le **Well Group** (Groupe de puits) du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5. Pour cela, cliquez sur le menu déroulant **Well Group** (Groupe de puits) à droite en regard du bouton **Well Group** (Groupe de puits) (voir la figure 4) sur la barre d'outils.

- Sur la gauche de la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), ne cochez que la case **VIC** pour le canal de détection de l'IC (voir la figure 9).

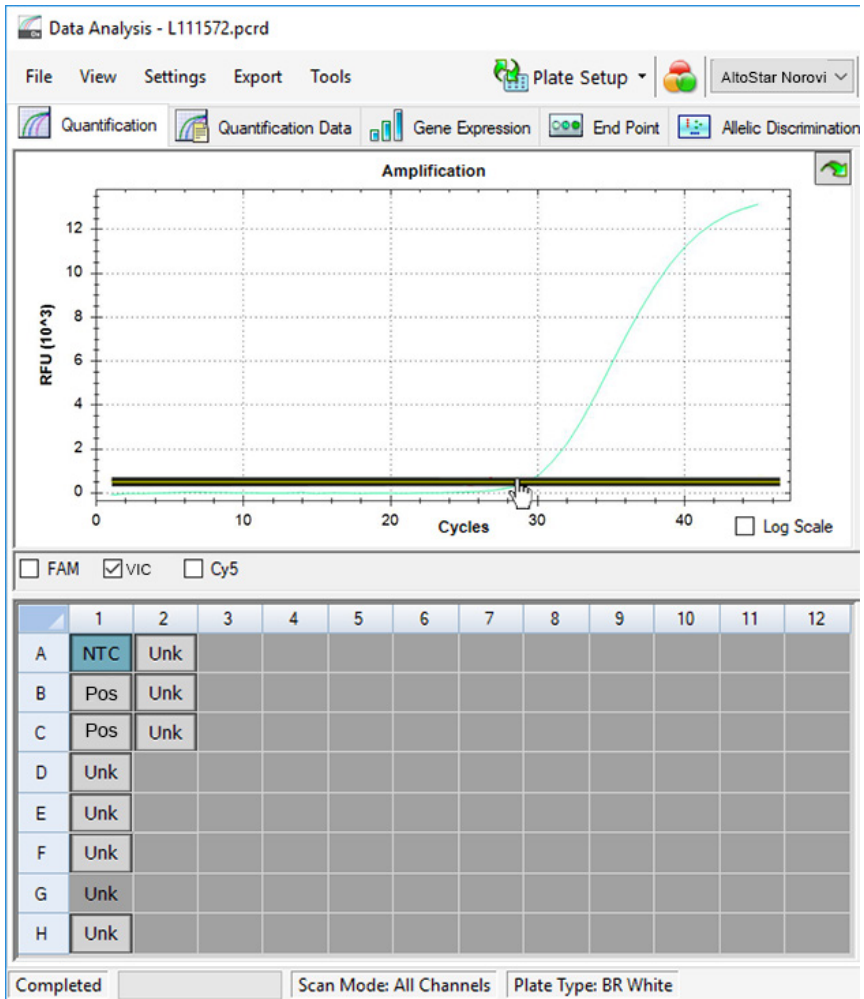


Figure 9: Fenêtre Data Analysis (Analyse des données) : définir le seuil VIC™

3. Sélectionnez uniquement le puits NTC sur la représentation visuelle de la plaque dans la fenêtre Data Analysis (Analyse des données) (voir la figure 9).
4. Faites glisser le seuil dans la zone exponentielle du signal NTC (voir la figure 9).

REMARQUE



Le NTC contient la matrice de l'IC qui aboutit à un signal IC dans un puits NTC valide.

5. Sur la gauche de la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), décochez la case **VIC** et cochez la case **FAM** pour le canal de détection de la cible Norovirus GII (voir la figure 10).

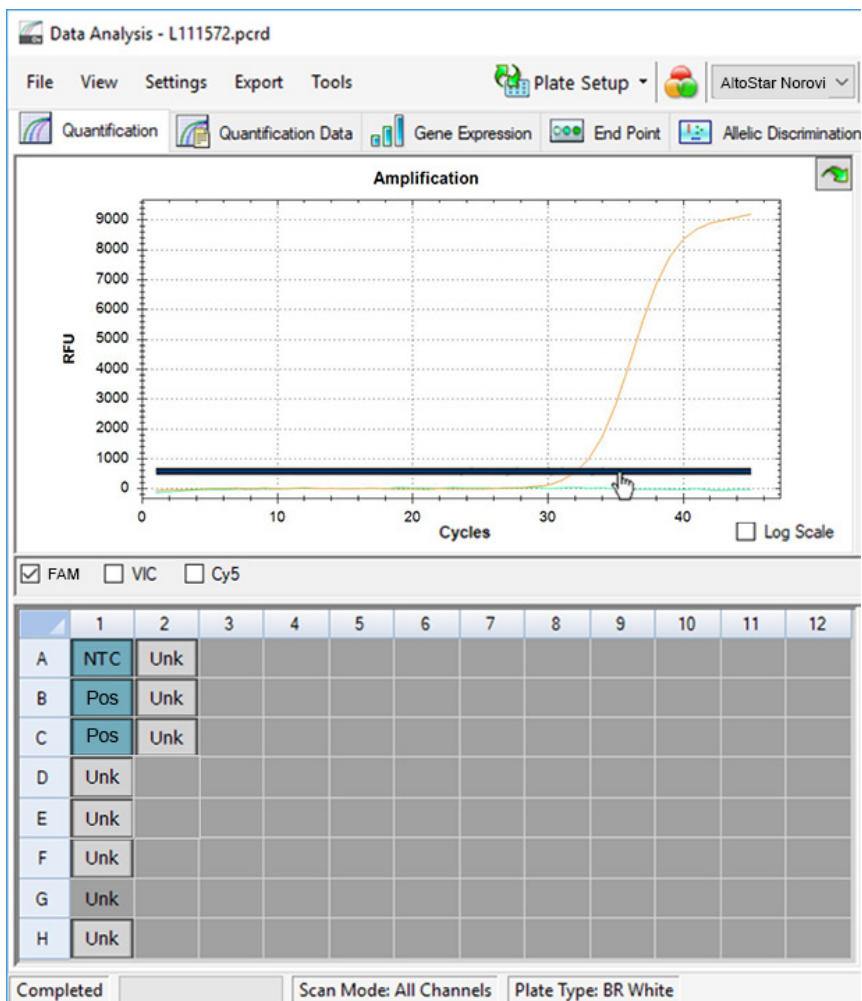


Figure 10: Fenêtre Data Analysis (Analyse des données) : définir le seuil FAM™

6. Sélectionnez uniquement les puits contenant le NTC et le PC de Norovirus GII sur la représentation visuelle de la plaque dans la fenêtre Data Analysis (Analyse des données) (voir la figure 10).
7. Faites glisser le seuil situé bien au-dessus du signal du NTC dans la zone exponentielle du signal du PC (voir la figure 10).
8. Pour le canal de détection de la cible Norovirus GI, décochez la case **FAM** sur la gauche de la fenêtre Data Analysis (Analyse des données) et cochez la case **Cy5** et répétez les étapes 6 et 7 (voir la figure 10).

7.6.8 Validité des résultats de PCR

7.6.8.1 Exclusion des puits contenant des données non valides

Les puits qui ne contiennent pas de données valides doivent être exclus par l'utilisateur lors de la production des résultats.

1. Dans la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), veillez à sélectionner le **Well Group** (Groupe de puits) du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5. Pour cela, cliquez sur le menu déroulant **Well Group** (Groupe de puits) à droite en regard du bouton **Well Group** (Groupe de puits) (voir la figure 4) sur la barre d'outils.
2. Identifiez tous les puits contenant des données non valides. Un puits est non valide si l'une des conditions suivantes s'applique :
 - a) Le run dans son intégralité n'est pas valide (voir le chapitre 7.6.8.2 Validité d'un PCR run de diagnostic).
 - b) Les données des puits ne satisfont pas les conditions de contrôle pour aboutir à un résultat valide (voir le chapitre 7.6.8.3 Validité des résultats pour un échantillon).

3. Cliquez avec le bouton droit de la souris sur chaque puits contenant des données non valides conformément aux chapitres 7.6.8.2 Validité d'un PCR run de diagnostic à 7.6.8.3 Validité des résultats pour un échantillon, et sélectionnez **Well...** → **Exclude from Analysis** (Puits... → Exclure le puits de l'analyse) (voir les figures 11 et 12).

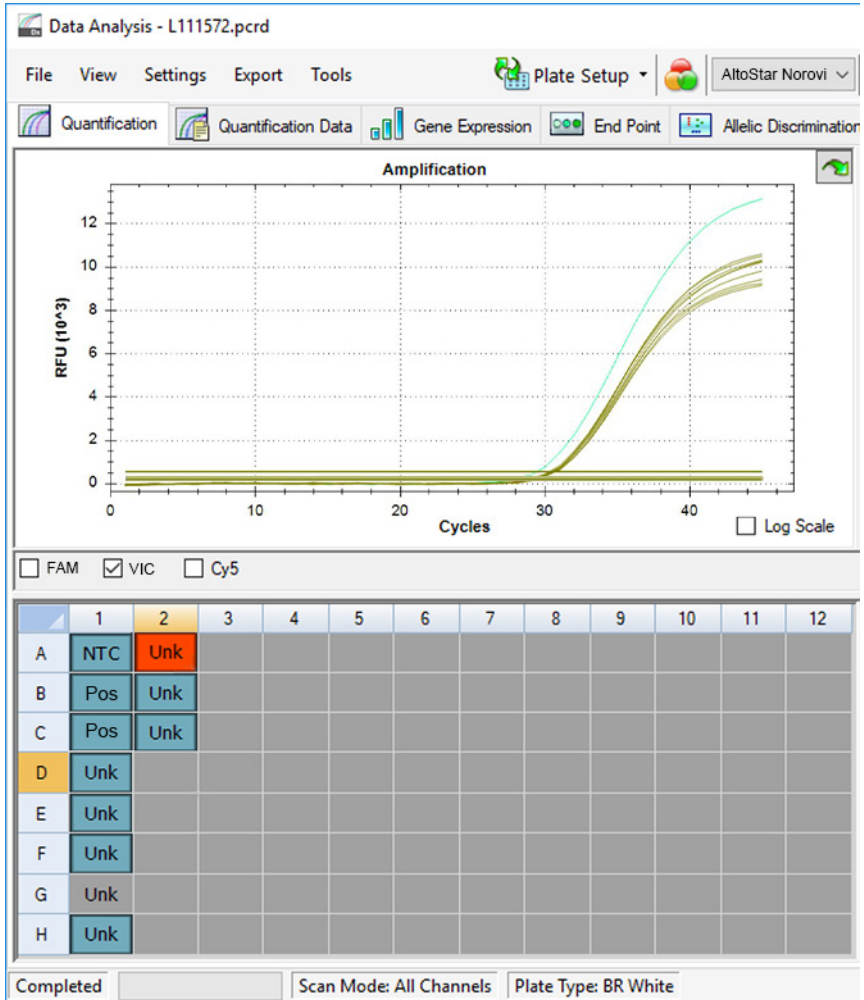


Figure 11: Fenêtre Data Analysis (Analyse des données) : puits non valide

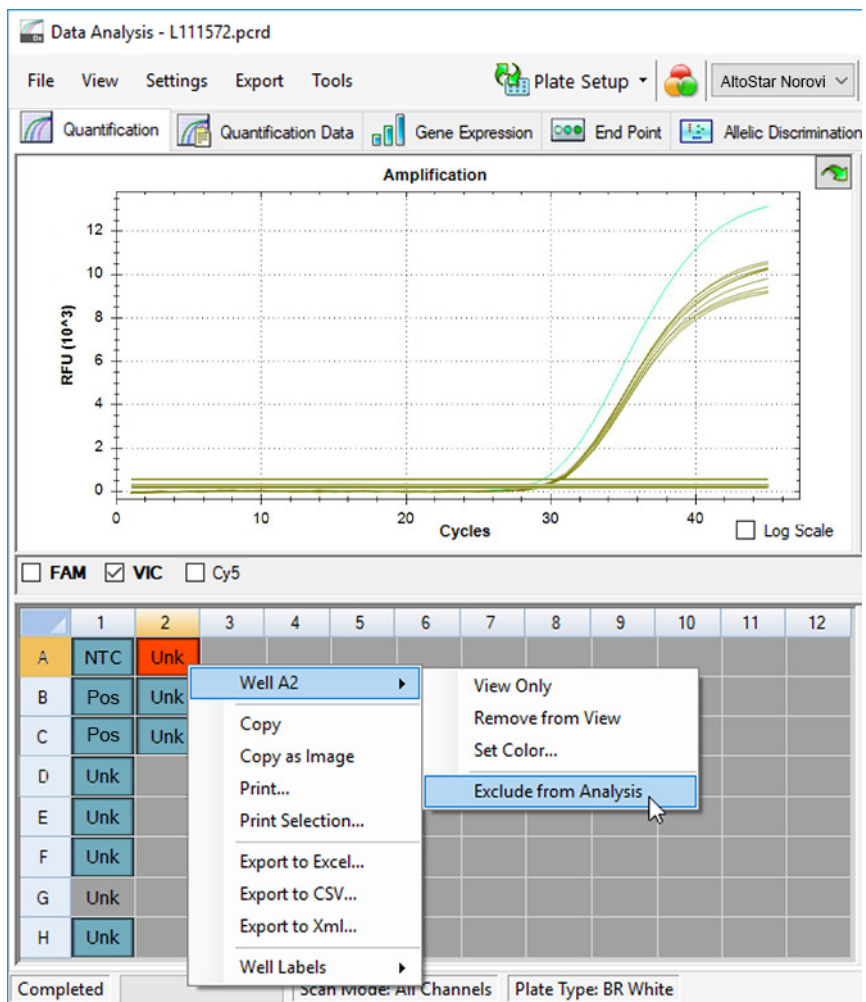


Figure 12: Fenêtre Data Analysis (Analyse des données) : exclure le puits de l'analyse

Le puits sélectionné est exclu de l'analyse. Aucun résultat ne sera généré pour ce puits.

7.6.8.2 Validité d'un PCR run de diagnostic

Un PCR run de diagnostic est **valide** si les conditions de contrôle suivantes sont satisfaites :

Tableau 7: Conditions de contrôle pour un PCR run valide

Contrôle	Canal de détection		
	Cy5 (cible Norovirus GI)	FAM™ (cible Norovirus GII)	VIC™ (IC)
Positive Control (contrôle positif) Norovirus GI	+	-	Sans objet
Positive Control (contrôle positif) Norovirus GII	-	+	Sans objet
NTC	-	-	+

Un PCR run de diagnostic est **non valide** si :

- Le run n'est pas terminé.
- L'une des conditions de contrôle d'un PCR run de diagnostic valide n'est pas satisfaite.

En cas de PCR run de diagnostic non valide, excluez tous les puits de l'analyse et répétez l'AltoStar® run en reprenant les échantillons de départ.

7.6.8.3 Validité des résultats pour un échantillon

Le résultat d'un échantillon individuel est **non valide** si les signaux dans les canaux de détection VIC™ (IC), FAM™ (cible Norovirus GII) et Cy5 (cible Norovirus GI) sont négatifs (voir le tableau 8). En cas de résultat non valide pour un échantillon, excluez le puits de l'analyse et répétez le test à partir des échantillons de départ ou prélevez et testez un nouvel échantillon.

Tableau 8: Validité des résultats

Canal de détection			Validité des résultats
Cy5 (cible Norovirus GI)	FAM™ (Cible Norovirus GII)	VIC™ (IC)	
+	-	+/-*	Résultat valide
-	+	+/-*	Résultat valide
-	-	+	Résultat valide
-	-	-	Résultat non valide

* La détection de l'IC n'est pas nécessaire lorsque la cible Norovirus GI ou la cible Norovirus GII sont détectées. Une charge élevée d'ARN de Norovirus GI et/ou de Norovirus GII dans l'échantillon peut entraîner une réduction ou une absence du signal de l'IC.

7.6.9 Exporter les résultats de PCR pour une interprétation automatisée des résultats

Pour que les résultats du PCR run soient disponibles sur un SIL connecté pour l'interprétation automatisée des résultats, ils doivent être exportés sous la forme d'un fichier de résultats SIL (.csv).

1. Dans la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), veillez à sélectionner le **Well Group** (Groupe de puits) du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5. Pour cela, cliquez sur le menu déroulant **Well Group** (Groupe de puits) à droite en regard du bouton **Well Group** (Groupe de puits) (voir la figure 4) sur la barre d'outils.
2. Vérifiez que toutes les étapes du processus d'analyse (voir les chapitres 7.6.7.1 Correction de la référence à 7.6.8.1 Exclusion des puits contenant des données non valides) ont été effectuées pour le groupe de puits du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5.
3. Dans la barre de menus de la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), cliquez sur **Export** → **Export All Data Sheets** (Exporter → Exporter toutes les feuilles de données) pour ouvrir la boîte de dialogue Browse For Folder (Rechercher un dossier).

4. Dans la boîte de dialogue Browse For Folder (Rechercher un dossier), précisez l'emplacement choisi pour les fichiers de résultats SIL à générer et cliquez sur **OK**.

REMARQUE



L'intégration SIL doit être mise en œuvre selon les spécifications d'Altona Diagnostics. Pour en savoir plus sur l'intégration SIL, reportez-vous au chapitre 16. Protocole d'essai pour le logiciel AltoStar® Connect et informations pour l'intégration SIL et/ou contactez l'assistance technique d'Altona Diagnostics (voir le chapitre 12. Assistance technique).

REMARQUE



Enregistrer les résultats de plusieurs essais (groupe de puits) d'un PCR run dans le même dossier entraîne le remplacement des fichiers de résultats SIL du premier essai (groupe de puits) par les fichiers SIL de résultats du deuxième essai (groupe de puits). Dans ce cas, les fichiers de résultats SIL du premier essai (groupe de puits) peuvent de nouveau être exportés.

7.6.10 Exporter les résultats de PCR pour une interprétation manuelle des résultats

Si les résultats ne sont pas transmis à un SIL pour l'interprétation automatique des résultats, l'interprétation des résultats doit être effectuée manuellement par l'utilisateur. À cet effet, les résultats de l'analyse de chaque essai (groupe de puits) doivent être exportés sous la forme d'un rapport.

1. Dans la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), veillez à sélectionner le **Well Group** (Groupe de puits) du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5. Pour cela, cliquez sur le menu déroulant **Well Group** (Groupe de puits) à droite en regard du bouton **Well Group** (Groupe de puits) (voir la figure 4) sur la barre d'outils.
2. Sur la gauche de la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), cochez la case **VIC** ainsi que les cases **FAM** et **Cy5**.
3. Vérifiez que toutes les étapes du processus d'analyse (voir les chapitres 7.6.7.1 Correction de la référence à 7.6.8.1 Exclusion des puits contenant des données non valides) ont été effectuées pour le (groupe de puits) du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5.

4. Dans la barre de menus de la fenêtre Data Analysis (Analyse des données), cliquez sur **Tools** → **Reports...** (Outils → Rapports...) pour ouvrir la boîte de dialogue Report (Rapport).
5. Assurez-vous que les éléments suivants situés en haut à gauche de la boîte de dialogue Report (Rapport) sont sélectionnés pour la génération du rapport (voir la figure 13) :

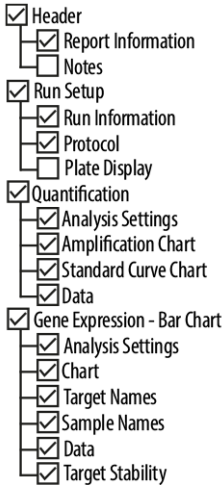


Figure 13: Boîte de dialogue Report (Rapport)

6. Sélectionnez ou désélectionnez d'autres éléments du rapport en cochant les cases correspondantes, s'il y a lieu.
7. Dans la barre de menus de la boîte de dialogue Report (Rapport), cliquez sur **File** → **Save As...** (Fichier → Enregistrer sous...) pour ouvrir la boîte de dialogue Save Report (Enregistrer le rapport).
8. Dans la boîte de dialogue Save Report (Enregistrer le rapport), indiquez le nom et le futur emplacement du rapport à générer et cliquez sur **Save** (Enregistrer).

7.6.10.1 Interprétation manuelle des résultats

1. Ouvrez le fichier de Report (Rapport) généré pour le groupe de puits du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 (voir le chapitre 7.6.10 Exporter les résultats de PCR pour une interprétation manuelle des résultats).
2. Consultez le tableau Quantification Data (Données de quantification) dans le rapport (voir la figure 14). Le tableau est constitué de 3 lignes pour chaque **Échantillon** – une pour chaque **Target** (Cible) *Norovirus GI* et *Norovirus GII* et une pour la **Target** (Cible) *Internal Control* (contrôle interne).

Quantification Data

Well	Fluor	Target	Content	Sample	Biological Set Name	Cq	Cq Mean	Cq Std. Dev	Well Note
A01	FAM	Norovirus GII	NTC	NTC 122208051910	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	N/A	0.00	0.000	
G01	FAM	Norovirus GII	Unkn	Sample 4 00000004	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	N/A	0.00	0.000	qualitative
B01	Cy5	Norovirus GI	Pos	Norovirus G I 122038051910	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	23.97	23.97	0.000	
H01	FAM	Norovirus GII	Unkn	Sample 5 00000005	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	34.65	34.65	0.000	qualitative
C01	FAM	Norovirus GII	Pos	Norovirus G II 122048051910	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	27.28	27.28	0.000	
A02	FAM	Norovirus GII	Unkn	Sample 6 00000006	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	N/A	0.00	0.000	qualitative
D01	FAM	Norovirus GII	Unkn	Sample 1 00000001	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	30.54	30.54	0.000	qualitative
F01	FAM	Norovirus GII	Unkn	Sample 3 00000003	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	33.56	33.56	0.000	qualitative
C02	FAM	Norovirus GII	Unkn	Sample 8 00000008	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	28.22	28.22	0.000	qualitative
D01	Cy5	Norovirus GI	Unkn	Sample 1 00000001	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	N/A	0.00	0.000	qualitative
F01	Cy5	Norovirus GI	Unkn	Sample 3 00000003	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	N/A	0.00	0.000	qualitative
A01	VIC	Internal Control	NTC	NTC 122208051910	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	25.27	25.27	0.000	
G01	VIC	Internal Control	Unkn	Sample 4 00000004	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	26.08	26.08	0.000	qualitative
H01	VIC	Internal Control	Unkn	Sample 5 00000005	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	25.46	25.46	0.000	qualitative
A02	VIC	Internal Control	Unkn	Sample 6 00000006	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	25.33	25.33	0.000	qualitative
C02	VIC	Internal Control	Unkn	Sample 8 00000008	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	26.25	26.25	0.000	qualitative
D01	VIC	Internal Control	Unkn	Sample 1 00000001	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	25.45	25.45	0.000	qualitative
F01	VIC	Internal Control	Unkn	Sample 3 00000003	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5	25.70	25.70	0.000	qualitative

Figure 14: Rapport : Quantification Data (Données de quantification)

Les résultats qualitatifs sont signalés par le terme *qualitative* (qualitatif) dans la colonne **Well Note** (Commentaire sur le puits) du tableau Quantitation Data (Données de quantification).

3. Identifiez chaque ligne avec la **Target** (Cible) *Norovirus GI* ou *Norovirus GII* et le terme *qualitative* (qualitatif) dans la colonne **Well Note** (Commentaire sur le puits).
4. Dans ces lignes, consultez la colonne **C_q** pour le résultat du **Sample** (Échantillon) respectif.
5. Consultez le tableau 9 pour une interprétation des résultats .

Tableau 9: Interprétation des résultats

Cycle seuil (C _q) de la cible Norovirus GI ou de la cible Norovirus GII	Interprétation des résultats
1–45	ARN spécifique au Norovirus GI ou au Norovirus GII détecté.
S.O.	Aucun ARN spécifique au Norovirus GI ou au Norovirus GII détecté. L'échantillon ne contient pas de quantités détectables d'ARN spécifique au Norovirus GI ou au Norovirus GII.

8. Utilisation du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 avec d'autres instruments PCR en temps réel que le CFX96™ Deep Well Dx System

Outre le CFX96™ DW Dx, le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 a été validé avec d'autres instruments PCR en temps réel (voir le chapitre 5.3.2.2 Instruments PCR en temps réel). Les chapitres suivants 8.1 Matériel et dispositifs nécessaires mais non fournis et 8.2 Procédure décrivent comment utiliser le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 avec ces instruments.

8.1 Matériel et dispositifs nécessaires mais non fournis

Les instruments et le matériel suivants sont nécessaires :

- Matériel et dispositifs généraux (voir le chapitre 7.5 Matériel et dispositifs généraux)
- CFX96™ Deep Well Dx System (Bio-Rad)
 - PCR plates (plaques PCR) 96 puits et film protecteur (pour plus de détails, voir le tableau 2)
- CFX96™ Dx System (Bio-Rad)
 - PCR plates (plaques PCR) 96 puits et film protecteur (pour plus de détails, voir le tableau 2)
- Rotor-Gene® Q5/6 plex Platform (QIAGEN)
 - Tubes à bandes de 0,1 ml et capuchons [STRIP Tubes 0.1 ml pour thermocycleurs Rotor-Gene® (LTF Labortechnik) ou équivalent].
- QuantStudio™ 5 Real-Time PCR System et ABI Prism® 7500 SDS (Applied Biosystems)
 - PCR plates (plaques PCR) 96 puits et film protecteur [MicroAmp™ Optical 96-Well Reaction Plate et MicroAmp™ Optical Adhesive Film (Applied Biosystems) ou équivalent]

- LightCycler® 480 Instrument II (Roche)
 - PCR plates (plaques PCR) 96 puits et film protecteur [LightCycler® 480 Multiwell Plate 96, blanc et LightCycler® 480 Sealing Foil (Roche) ou équivalent]

REMARQUE



Il est déconseillé d'utiliser d'autres matériaux ou dispositifs que ceux spécifiés dans le présent mode d'emploi.

8.2 Procédure

8.2.1 Préparation de l'échantillon

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 a été validé à l'aide de l'AltoStar® AM16 en combinaison avec le kit AltoStar® Purification Kit 1.5

D'autres systèmes et kits d'extraction des acides nucléiques pourraient également convenir. L'utilisateur doit s'assurer qu'une procédure donnée d'extraction des acides nucléiques est compatible avec le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5.

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 doit être utilisé avec un IC hétérologue [AltoStar® Internal Control 1.5 (contrôle interne)], qui permet de contrôler la procédure de préparation de l'échantillon (extraction de l'acide nucléique) et l'analyse PCR suivante.

- En cas d'utilisation d'autres méthodes d'extraction de l'acide nucléique que l'AltoStar® AM16 en combinaison avec le kit AltoStar® Purification Kit 1.5, l'IC doit être ajouté pendant l'étape de lyse de la procédure d'extraction de l'acide nucléique.
- L'IC doit toujours être ajouté au mélange échantillon/lysis buffer (tampon de lyse).
- Le volume d'IC à ajouter dépend toujours et uniquement du volume d'élution. Il représente 50 % du volume d'élution. Par exemple, si l'acide nucléique doit être élué dans 60 µl d'elution buffer (tampon d'élution) ou d'eau, 30 µl d'IC par échantillon doivent être ajoutés au mélange échantillon/lysis buffer (tampon de lyse).

ATTENTION

Un stockage inapproprié des éluats peut entraîner une dégradation des séquences cibles du norovirus GI et/ou du norovirus GII et pourrait compromettre les performances du produit.

8.2.2 Configuration du master mix

Tous les composants du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 et échantillons doivent être complètement décongelés, mélangés (par pipetage ou agitation douce) et centrifugés brièvement avant utilisation. Préparez le master mix selon le schéma de pipetage suivant :

Tableau 10: Schéma de pipetage (configuration du master mix)

Nombre de réactions (rxns)	1	12
Master A	5 µl	60 µl
Master B	15 µl	180 µl
Volume de master mix	20 µl	240 µl

ATTENTION

N'utilisez pas des volumes de Master A et Master B différents de ceux spécifiés dans ce mode d'emploi pour la configuration du master mix, car cela pourrait compromettre les performances du produit.

ATTENTION

L'absence de centrifugation des composants du produit après la décongélation peut entraîner leur contamination par des résidus de réactifs dans les couvercles et pourrait compromettre les performances du produit.

8.2.3 Configuration des réactions

1. Pipetez 20 µl du master mix dans chaque puits requis d'une PCR plate (plaque PCR) 96 puits optique appropriée ou d'un tube de réaction optique approprié.

- Ajoutez 10 µl de l'échantillon (éluat d'extraction de l'acide nucléique) ou 10 µl des contrôles (PCs ou NTC).

Tableau 11: Schéma de pipetage (configuration des réactions)

Configuration des réactions	
Master mix	20 µl
Échantillon ou contrôle	10 µl
Volume total	30 µl

- Assurez-vous qu'au moins 1 PC pour chaque génogroupe de norovirus (norovirus GI et norovirus GII) et 1 NTC sont utilisés par cycle.
- Mélangez soigneusement les échantillons et les contrôles avec le master mix en pipetant de haut en bas.
- Fermez la PCR plate (plaque PCR) 96 puits avec un PCR Plate Sealing Foil (film protecteur de la plaque PCR) et les tubes de réaction avec les capuchons appropriés (voir le chapitre 8.1 Matériel et dispositifs nécessaires mais non fournis).
- Centrifugez la PCR plate (plaque PCR) 96 puits dans une centrifugeuse équipée d'un rotor pour microplaques pendant 30 secondes à environ 1 000 x g (~ 3 000 tr/min).

Après la fin de la configuration PCR, le mélange PCR est stable à température ambiante (max. +30 °C) pendant 30 minutes.

ATTENTION



Ne dépassez pas la durée de stockage du mélange PCR, car cela pourrait compromettre la performance du produit.

ATTENTION



Ne mélangez pas les échantillons ou les ID d'échantillons pendant la configuration PCR ou le transfert vers l'instrument PCR. Cela pourrait conduire à des résultats faussement positifs ou faussement négatifs en raison d'une affectation incorrecte des échantillons.

8.2.4 PCR run

8.2.4.1 Programmation de l'instrument PCR en temps réel

Pour obtenir des informations de base concernant la configuration et la programmation des différents instruments PCR en temps réel, veuillez consulter le mode d'emploi de l'instrument concerné.

Pour obtenir des instructions détaillées concernant l'utilisation du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 sur des instruments PCR en temps réel spécifiques, veuillez contacter notre assistance technique (voir le chapitre 12. Assistance technique).

8.2.4.2 Paramètres de run

Définissez les paramètres de base suivants :

Tableau 12: Paramètres de run

Paramètres	
Volumes de réaction	30 µl
Taux de rampe	Par défaut
Référence passive*	ROX™

* Le cas échéant

Définissez les détecteurs de fluorescence (colorations) suivants :

Tableau 13: Détecteurs de fluorescence

Cible	Nom du détecteur	Rapporteur	Extincteur
Norovirus GI	Norovirus GI	Cy5	(Aucun)
Norovirus GII	Norovirus GII	FAM™	(Aucun)
Internal Control (contrôle interne)	Internal Control	JOE™	(Aucun)

Définissez le profil de température et l'acquisition de coloration suivants :

Tableau 14: Profil de température et acquisition de coloration

	Étape	Répétitions de cycles	Acquisition	Température [°C]	Durée [min:s]
Transcription inverse	Maintien	1	-	55	20:00
Dénaturation	Maintien	1	-	95	02:00
Amplification	Cycle	45	-	95	00:15
			Oui	55	00:45
			-	72	00:15

ATTENTION



N'utilisez pas d'autres conditions de cycle que celles spécifiées dans ce mode d'emploi, car cela pourrait compromettre les performances du produit.

8.2.5 Analyse des données

Pour obtenir des informations de base concernant l'analyse des données sur des instruments PCR en temps réel, veuillez consulter le manuel d'utilisation de l'instrument concerné.

Pour obtenir des instructions détaillées concernant l'analyse des données générées avec le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 sur différents instruments PCR en temps réel, veuillez contacter notre assistance technique (voir le chapitre 12. Assistance technique).

Les critères de validité des PCR runs de diagnostic et d'interprétation des résultats, quel que soit l'instrument PCR en temps réel, sont décrits dans les chapitres 7.6.8.2 Validité d'un PCR run de diagnostic à 7.6.8.3 Validité des résultats pour un échantillon, le chapitre 7.6.10.1 Interprétation manuelle des résultats et le tableau 9.

ATTENTION



N'utilisez pas d'autres paramètres de contrôle pour l'analyse des données que ceux spécifiés dans ce mode d'emploi, car cela pourrait donner des résultats d'examen DIV incorrects.

ATTENTION



Comme pour tout test de diagnostic, les résultats doivent être interprétés en tenant compte des autres constatations cliniques et résultats de laboratoire.

9. Données de performances

La performance du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 a été évaluée à l'aide de matériel disponible dans le commerce de norovirus GI et de norovirus GII.

9.1 Selles

9.1.1 Sensibilité analytique

Pour déterminer la limite de détection (LoD), une série de dilutions de matériel viral de norovirus GI et de norovirus GII disponible dans le commerce en suspension de selles artificielles a été générée.

Chaque dilution a été testée en 8 réplicats sur 3 runs différents (total n = 24 par dilution) à l'aide de combinaisons de :

- 3 lots de kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5
- 3 lots de kit AltoStar® Purification Kit 1.5
- 3 lots d'AltoStar® Internal Control 1.5 (contrôle interne)
- 3 instruments AltoStar® AM16
- 3 instruments CFX96™ DW Dx

Les données de tous les runs ont été combinées et une analyse probit a été réalisée pour déterminer la valeur de la LoD à 95 %.

Tableau 15: Résultats de PCR utilisés pour le calcul de la sensibilité analytique du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 pour norovirus GI dans la suspension de selles artificielles

Concentration [copies/ml]	N [total]	N [positif]	Taux de réussite [%]
3,16E+05	24	24	100
1,00E+05	24	24	100
3,16E+04	24	24	100
1,00E+04	24	24	100
3,16E+03	24	24	100
1,00E+03	24	20	83
3,16E+02	23*	14	61
1,00E+02	24	6	25
3,16E+01	24	0	0

* Un échantillon n'a pas été traité

La LoD du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 pour la détection des norovirus GI dans la suspension de selles artificielles est 1 583 copies/ml (intervalle de confiance à 95 % : 959 - 3 592 copies/ml).

Tableau 16: Résultats de PCR utilisés pour le calcul de la sensibilité analytique du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 pour norovirus GI dans la suspension de selles artificielles

Concentration [copies/ml]	N [total]	N [positif]	Taux de réussite [%]
1,00E+04	24	24	100
3,16E+03	24	24	100
1,00E+03	24	24	100
3,16E+02	24	21	88
1,00E+02	24	14	58
3,16E+01	24	8	33
1,00E+01	24	4	17
3,16E+00	24	1	4
1,00E+00	24	0	0

LaLoDdukitAltoStar®NorovirusRT-PCRKit1.5pourladétectiondesnorovirusGIIdans la suspension de selles artificielles est 644 copies/ml (intervalle de confiance à 95 % : 356 - 1 565 copies/ml).

9.1.2 Spécificité analytique

La spécificité analytique du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 est assurée par la sélection minutieuse des oligonucléotides (amorces et sondes). Les oligonucléotides ont été vérifiés par analyse comparative de séquences par rapport à des séquences librement accessibles au public pour s’assurer que tous les génotypes du norovirus pertinents seraient détectés.

Pour la vérification de la spécificité analytique du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5, les expériences suivantes ont été réalisées (voir les chapitres 9.1.2.1 Échantillons négatifs à 9.1.2.3 Réactivité croisée) :

9.1.2.1 Échantillons négatifs

35 échantillons de suspensions de selles artificielles négatifs au norovirus provenant de donneurs individuels ont été testés avec le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5. Tous les échantillons (35 sur 35) ont été testés négatifs pour l'ADN spécifique au norovirus GI et positifs pour l'IC. 34 sur 35 échantillons ont été testés négatifs pour l'ARN spécifique aux norovirus GII. La spécificité analytique du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 pour les échantillons de selles est $\geq 95\%$.

9.1.2.2 Substances interférentes

Pour évaluer l'influence des substances endogènes et exogènes susceptibles de perturber les performances du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5, des substances choisies ont été ajoutées aux échantillons de suspensions de selles artificielles. Ces échantillons contenaient norovirus GI ou norovirus GII dans une concentration de $3 \times \text{LoD}$ ($4,75\text{E}+03$ copies/ml et $1,93\text{E}+03$ copies/ml, respectivement) et aucun norovirus, respectivement.

Les résultats obtenus pour les échantillons contenant des substances potentiellement interférentes ont été comparés aux résultats obtenus pour les échantillons de selles ne contenant aucune substance interférente ajoutée. Chaque échantillon a été traité en 3 répliques.

Aucune interférence n'a été observée pour les échantillons contenant des niveaux élevés de :

- Substances endogènes
 - Cholestérol
 - ADN génomique humain
 - Mucine
 - Triglycérides
 - Sang total

- Substances exogènes
 - Chlorure de benzalkonium
 - Éthanol
 - Hydrocortisone
 - Mésalazine
 - Naproxène sodique
 - Nystatine

ATTENTION



La présence d'inhibiteurs de PCR peut donner des résultats faussement négatifs ou non valides.

9.1.2.3 Réactivité croisée

La spécificité analytique du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 en ce qui concerne la réactivité croisée avec des pathogènes autres que norovirus a été évaluée en testant :

- des pathogènes apparentés à norovirus
- des pathogènes provoquant des symptômes similaires à une infection par norovirus
- des pathogènes susceptibles d'être présents chez les patients souffrant d'une infection par norovirus

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 ne présente pas de réactivité croisée avec les pathogènes suivants :

- *Astrovirus*
- *Campylobacter coli*
- *Campylobacter jejuni*
- *Clostridium difficile*
- *Escherichia coli* entérohémorragique (EHEC)
- *Escherichia coli*
- Rotavirus
- *Salmonella enterica*
- Sapovirus
- *Vibrio cholerae*

En outre, le norovirus GI et le norovirus GII ont été testés. Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 n'a pas non plus généré de signaux faussement positifs dans le canal de détection spécifique au norovirus GI (Cy5) pour le test de norovirus GII ni dans le canal de détection spécifique au norovirus GII (FAM™) pour le test de norovirus GI.

ATTENTION



Si l'échantillon contient d'autres pathogènes que le norovirus GI et/ou le norovirus GII, il peut y avoir compétition avec l'amplification de la cible ou des réactions croisées, donnant ainsi des résultats d'examen DIV incorrects.

9.1.3 Précision

La précision du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 a été évaluée à l'aide d'un ensemble comprenant :

- 1 échantillon de suspension de selle artificielle norovirus GI fortement positif [7,91E+04 copies/ml (50 x LoD)]
- 1 échantillon de suspension de selle artificielle norovirus GII fortement positif [3,22E+04 copies/ml (50 x LoD)]
- 1 échantillon de suspension de selle artificielle norovirus GI faiblement positif [4,75E+03 copies/ml (3 x LoD)]
- 1 échantillon de suspension de selle artificielle norovirus GII faiblement positif [1,93E+03 copies/ml (3 x LoD)]
- 1 échantillon de selle négatif norovirus

Chaque élément de l'ensemble a été testé sur au moins 4 répliques par run.

5 runs ont été effectués sur 5 jours utilisant des combinaisons de :

- 3 lots de kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5
- 3 lots de kit AltoStar® Purification Kit 1.5
- 3 lots d'AltoStar® Internal Control 1.5 (contrôle interne)
- 3 instruments AltoStar® AM16
- 3 instruments CFX96™ DW Dx

La répétabilité (variabilité intra-run), la variabilité inter-lot et la reproductibilité (variabilité totale) ont été déterminées sur la base de :

- Valeurs par cycle seuil (C_q^*) pour les échantillons fortement positifs de norovirus GI et norovirus GII (voir tableau 17)
- Valeurs par cycle seuil (C_q^*) pour l'IC dans les échantillons négatifs de norovirus (voir tableau 18)

* Veuillez noter que le terme choisi C_q est équivalent à la désignation de C_t , qui pourrait être utilisée par d'autres thermocycleurs que le système CFX96™ Deep Well Dx System (Bio-Rad).

Tableau 17: Données de précision (% du CV sur la base des valeurs C_q) pour les échantillons de selles fortement positifs au norovirus GI et au norovirus GII

	Norovirus GI Échantillon fortement positif [% du CV sur la base des valeurs C_q]	Norovirus GII Échantillon fortement positif [% du CV sur la base des valeurs C_q]
Variabilité intra-run	0,28 à 0,56	0,06 à 0,60
Variabilité inter-lot	1,10	0,37
Variabilité totale	1,24	1,55

Tous les échantillons testés à 3 x LoD (faiblement positifs) ont été détectés positifs.

Tableau 18: Données de précision (% du CV sur la base des valeurs C_q) pour l'IC (contrôle interne) dans les échantillons de suspensions de selles artificielles négatifs au norovirus

	IC
variabilité intra-run	0,38 à 1,44
Variabilité inter-lot	1,41
Variabilité totale	1,60

9.1.4 Taux global de défaillance

La fiabilité du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 a été évaluée en testant 35 échantillons de selles négatifs au norovirus prélevés chez des donneurs différents et enrichis au norovirus GI et au norovirus GII à une concentration finale de 3 x LoD (4,75E+03 copies/ml et 1,93E+03 copies/ml, respectivement). Tous les échantillons (35 sur 35) ont été testés positifs dans le canal de détection de fluorescence spécifique aux norovirus GI et norovirus GII (Cy5 et FAM™, respectivement).

9.1.5 Contamination croisée

La contamination croisée est un risque qui dépend essentiellement du flux de travail de l'essai PCR utilisé. Pour AltoStar® Workflow (flux de travail), le kit AltoStar® Parvovirus B19 PCR Kit 1.5 a été utilisé comme modèle exemplaire. L'éventuelle contamination croisée par transfert des échantillons fortement positifs a été évaluée en testant en alternance des échantillons fortement positifs au parvovirus B19 (1,00E+07 UI/ml) et des échantillons négatifs (n = 44 à chaque run, 2 runs) à l'aide du kit AltoStar® Parvovirus B19 PCR Kit 1.5. Aucune contamination croisée n'a été observée, c'est-à-dire que tous les échantillons négatifs au parvovirus B19 ont été testés négatifs.

9.1.6 Performances cliniques

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 a été évalué dans le cadre d'une étude comparative avec le kit RIDA®GENE Norovirus real-time RT-PCR (R-Biopharm AG) portant le marquage CE. Rétrospectivement, 54 échantillons de selles humaines provenant d'un contrôle norovirus de routine ont été testés en parallèle :

Le kit RIDA®GENE Norovirus real-time RT-PCR (R-Biopharm AG) a été utilisé en association avec les réactifs NucliSENS® easyMAG® (bioMérieux).

Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 a été utilisé avec le kit AltoStar® Purification Kit 1.5 et l'AltoStar® Internal Control 1.5 (contrôle interne) dans l'AltoStar® AM16 et le CFX96™ DW Dx.

Pour l'analyse qualitative, tous les échantillons dont le résultat était non valide pour un essai ou les deux ont été exclus.

Les résultats des 46 échantillons restants figurent dans le tableau 19.

Tableau 19: Résultats de l'évaluation de la sensibilité et de la spécificité du diagnostic spécificité les norovirus pour les échantillons de selles

		Kit RIDA®GENE Norovirus real-time RT-PCR (R-Biopharm AG)	
		POSITIF	NÉGATIF
AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5	POSITIF	24	0
	NÉGATIF	0	22

La sensibilité et la spécificité du diagnostic obtenues à l'aide du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 par rapport au kit RIDA®GENE Norovirus real-time RT-PCR kit (R-Biopharm AG) étaient de 100 %, respectivement.

10. Élimination

Éliminez les déchets dangereux et biologiques conformément aux réglementations locales et nationales. Les reliquats de composants du produit et les déchets ne doivent pas entrer en contact avec les eaux usées, les cours d'eau ou le sol.

ATTENTION



Considérez systématiquement les échantillons comme étant des matériaux infectieux et présentant un danger (biologique) conformément aux procédures de sécurité de votre laboratoire. En cas de déversement d'échantillon, utilisez rapidement un désinfectant adapté. Manipulez les matériaux contaminés comme présentant un danger biologique.

ATTENTION



L'élimination des déchets dangereux et biologiques doit être conforme aux réglementations locales et nationales afin d'éviter toute contamination de l'environnement.

REMARQUE



La PCR plate (plaque PCR) doit être éliminée à l'état scellé, car le PCR Plate Sealing Foil (film protecteur de la plaque PCR) ne peut pas être retiré.

11. Contrôle qualité

Conformément au système de gestion de la qualité d'Altona Diagnostics GmbH certifié EN ISO 13485, chaque lot du kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 est testé sur la base de spécifications prédéterminées afin d'assurer une qualité constante du produit.

12. Assistance technique

Pour bénéficier d'un service après-vente, contactez l'assistance technique d'Altona Diagnostics aux coordonnées suivantes :

e-mail : **support@altona-diagnostics.com**

téléphone : **+49-(0)40-5480676-0**

REMARQUE



Tout incident grave survenu en rapport avec ce produit doit être signalé à Altona Diagnostics et aux autorités compétentes de votre pays.

13. Bibliographie

- [1] Chhabra P, de Graaf M, Parra GI, Chan MC, Green K, Martella V, Wang Q, White PA, Katayama K, Vennema H, Koopmans MPG, Vinjé J. Updated classification of norovirus genogroups and genotypes. *Journal of General Virology*. Octobre 2019 ; volume 100(10):1393–1406. doi : 10.1099/jgv.0.001318. PMID: 31483239.
- [2] Ahmed SM, Hall AJ, Robinson AE, Verhoef L, Premkumar P, Parashar UD, Koopmans M, Lopman BA. Global prevalence of norovirus in cases of gastroenteritis: a systematic review and meta-analysis. *The Lancet Infectious Diseases*. Juin 2014 ; volume 14, numéro 8, 725–730. doi : [https://doi.org/10.1016/S1473-3099\(14\)70767-4](https://doi.org/10.1016/S1473-3099(14)70767-4).
- [3] Vinjé J. Advances in laboratory methods for detection and typing of norovirus. *Journal of Clinical Microbiology*. Janvier 2015 ; volume 53:373–381. doi : 10.1128/JCM.01535-14. PMID: 24989606.

14. Marques de commerce et clauses de non-responsabilité

4s3™ (4titude); AltoStar® (altona Diagnostics); ABI Prism®, QuantStudio™ (Applied Biosystems); NucliSENS®, easyMAG® (bioMérieux); CFX96™, CFX Manager™ (Bio-Rad); Rotor-Gene® (QIAGEN); RIDA®GENE (R-Biopharm AG); LOINC® (Regenstrief Institute, Inc.); LightCycler® (Roche); FAM™, JOE™, MicroAmp™, ROX™, VIC™ (Thermo Fisher Scientific).

Les noms déposés, marques de commerce, etc. utilisés dans ce document, même s'ils ne sont pas expressément désignés comme tels, ne doivent pas être considérés comme non protégés juridiquement.
















Le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 est un kit de diagnostic portant le marquage CE conformément à la directive européenne de diagnostic *in vitro* 98/79/CE.




Produit non autorisé ou approuvé par la FDA.

Produit disponible dans certains pays uniquement.

© 2022 altona Diagnostics GmbH ; tous droits réservés.

15. Symboles

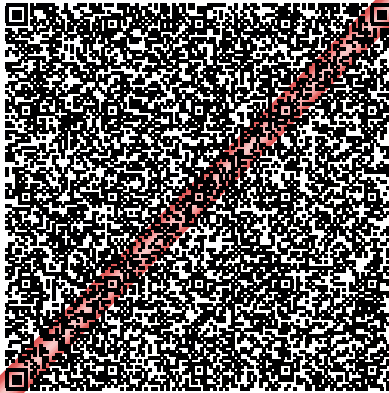
Symbole	Explication
	Dispositif médical de diagnostic <i>in vitro</i>
	Numéro d'article pour le commerce international
	Code du lot
	Sommaire
	Couleur du capuchon
	Numéro de catalogue
	Numéro
	Composant
	Consultez le mode d'emploi
	Contenu suffisant pour « n » tests/réactions (rxns)
	Limite de température
	Date de péremption
	Fabricant
	Attention
	Numéro de matériel

Symbole	Explication
	Version
	Remarque
	Contient du matériel biologique d'origine animale

16. Protocole d'essai pour le logiciel AltoStar® Connect et informations pour l'intégration SIL

Le code-barres 2D de la figure 15 doit être utilisé pour installer le dernier protocole d'essai en vue d'utiliser le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5 sur l'AltoStar® AM16. Le code-barres ne peut être scanné que sous forme imprimée. Vous pouvez scanner le code-barres directement depuis le manuel d'utilisation ou l'imprimer sur une feuille séparée. Notez que la taille de l'impression affecte la lisibilité du code-barres. Veillez à définir la taille de l'échelle sur 100 %. Pour le scanner, orientez le scanner de codes-barres vers la ligne rouge du code-barres. Pour en savoir plus sur la gestion des protocoles d'essai, reportez -vous au chapitre correspondant du mode d'emploi du logiciel AltoStar® Connect. Pour en savoir plus sur l'intégration SIL, reportez-vous au tableau 21.

AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5



Protocol Version:

1

Checksum: C385C735BC78787960E1E218AF77D90649D81482

Figure 15: Code-barres du protocole d'essai pour le kit AltoStar® Norovirus RT-PCR Kit 1.5

Tableau 20: Journal de modifications du protocole d'essai

Version du protocole	Mises à jour de la version
1	Première version

Tableau 21: Informations sur l'intégration SIL

Utilisation	Données
Ordre de test (SIL → AltoStar® AM16)	AltoStar Norovirus RT-PCR Kit 1.5
Unité de résultat du test (CFX96™ DW Dx → SIL)	N/A
Canal 1 de résultat du test (CFX96™ DW Dx → SIL)	Norovirus GII
Canal 2 de résultat du test (CFX96™ DW Dx → SIL)	Internal Control
Canal 4 de résultat du test (CFX96™ DW Dx → SIL)	Norovirus GI

Pour en savoir plus sur LOINC® (Logical Observation Identifiers Names and Codes), veuillez vous référer au site Web d'Altona Diagnostics GmbH (www.altona-diagnostics.com) ou contacter l'assistance technique d'Altona Diagnostics (voir le chapitre 12. Assistance technique).

17. Historique de révision

Tableau 22: Historique de révision

Identifiant	Date de publication [mois/année]	Modifications
MAN-AS0051540-FR-S01	10/2021	Première publication
MAN-AS0051540-FR-S02	04/2022	<ul style="list-style-type: none">• Chapitre 9 : rationalisation de la formulation• Chapitre 14 : suppression de « non homologué auprès de Santé Canada » dans la phrase « Produit non homologué auprès de Santé Canada et non autorisé ou approuvé par la FDA ».• Autres modifications rédactionnelles

always a drop ahead.

altona Diagnostics GmbH
Mörkenstr. 12
22767 Hamburg, Germany

phone +49 40 548 0676 0
fax +49 40 548 0676 10
e-mail info@altona-diagnostics.com

www.altona-diagnostics.com

