

RECUEIL, CONSERVATION ET TRANSPORT DES ÉCHANTILLONS

**du terrain vers des laboratoires
de référence**

Document interne
Édition 2022



Recueil, conservation et transport des échantillons

**du terrain vers des laboratoires
de référence**

Document interne

Édition 2022

Le guide *Recueil, conservation et transport des échantillons*, 2^e édition - 2022, a été développé par MSF, plus précisément par le groupe international de laboratoire.

MSF tient à exprimer sa sincère gratitude à l'auteur-coordonnateur et à tous ceux qui ont contribué à l'élaboration de ce document :

Auteur

Charlotte van Vyve

Contributeurs

Dominique Beels, Pascale Chaillet, Arlene Chua, Laurence Flevaud, Sonia Guiramand, Myriam Henkens, Céline Lastrucci, Roberto de la Tour, Brigitte Vasset.

Éditeur

Elisabeth leSaout

Mise en page

Evelyne Laissu

Publié par

Médecins sans Frontières

© Médecins sans Frontières, 2022

Tous droits de reproduction, de traduction et d'adaptation réservés pour tous pays.

Médecins Sans Frontières. *Recueil, conservation et transport des échantillons du terrain vers des laboratoires de référence*. Édition 2022.

Réf. L013STPM01F-P

Introduction

Ce document est un guide international interne MSF. Il doit faciliter et accélérer l'obtention des résultats de laboratoire pour confirmer biologiquement des maladies à potentiel épidémique, tout en respectant le règlement sanitaire international (RSI) de l'Organisation mondiale de la Santé (OMS). Une épidémie ne peut être déclarée que par l'OMS ou par le Ministère de la Santé d'un pays.

Ce guide donne les indications pour prélever correctement des échantillons biologiques et les transporter de manière sécurisée permettant la détection d'un pathogène potentiellement responsable d'une épidémie. Le recueil de l'échantillon, son mode de conservation et son transport doivent être rigoureusement effectués et suivis jusqu'au laboratoire de référence. La réglementation concernant le transport international de substances biologiques (substances dangereuses) s'est renforcée et doit impérativement être respectée pour éviter un blocage aux frontières ou un refus à l'arrivée au laboratoire de référence. Il est important de tenir compte de l'ensemble des critères spécifiques à chaque examen demandé ainsi que de remplir correctement la demande d'examen.

Le laboratoire de référence analysera le prélèvement de façon adaptée si les renseignements corrects concernant le patient et sa pathologie lui ont été transmis.

Ce guide doit être complété par les dernières éditions du [Manuel de Laboratoire MSF](#), du [Volume 5 du catalogue médical](#) de MSF ainsi que du manuel [MSF Manual of Nursing Care Procedures and Library of Resources](#). Lorsqu'un autre guide publié par MSF est nécessaire pour le lecteur, le titre et la référence sont mentionnés dans le texte.

Le guide est divisé en 8 chapitres :

1. **Généralités**
2. **Epidémies/pathologies suspectées** : donne les informations clefs pour chaque pathologie concernant les types d'échantillons à prélever et les analyses à effectuer permettant d'identifier le germe en cause.
3. **Techniques de prélèvement des échantillons** : décrit en détail les procédures de prélèvement d'échantillons. Les listes de matériel spécifique et standard MSF y sont également détaillées.
4. **Hygiène et sécurité** : reprend les principes de sécurité et d'hygiène en lien avec les procédures de prélèvement ainsi que la gestion des déchets de laboratoire.
5. **Fiches de demande d'examens** : elle sont différentes suivant l'épidémie ou la maladie suspectée. Elles doivent accompagner les prélèvements jusqu'au laboratoire. Elles sont à utiliser lorsque les fiches spécifiques du laboratoire de référence ne peuvent pas être obtenues.
6. **Procédures de transport national et international** : elles sont assez simples si l'envoi est fait par un transporteur (ex : DHL) dans le cas d'un prélèvement de catégorie B - UN3373, mais plus compliquées pour les « matières infectieuses » de catégorie A - UN2814. Des informations concernant les envois en chaîne de froid sont également disponibles.

7. **Registres d'envoi des examens** : un exemple de registre est donné pour le terrain (au lieu du prélèvement de l'échantillon) afin de suivre leur envoi et de notifier les résultats ; un autre registre existe pour la coordination médicale pour assurer le suivi.
8. **Contacts des laboratoires** : il y a des difficultés croissantes pour exporter des échantillons vers les laboratoires de référence choisis par MSF. Il n'y a que 2 laboratoires internationaux identifiés et dont les contacts sont détaillés au Chapitre 8. Il faudra que chaque mission ajoute les contacts des laboratoires de référence au niveau national ou les laboratoires de l'OMS disponibles dans la région. Voir [Chapitre 8](#).

Le transport d'échantillons évolue constamment. Ce guide nécessitera donc une mise à jour régulière et bénéficiera des commentaires et critiques.

Les commentaires peuvent être adressés à : diagnostic-network@msf.org.

Table des matières

Introduction.....	3
Abréviations et acronymes.....	8
Chapitre 1 : Généralités	
1.1 Généralités	13
Chapitre 2 : Épidémie, maladie suspectée	
Pathologies virales	
2.1 Arboviroses.....	21
2.1.1 Dengue.....	21
2.1.2 Fièvre jaune	23
2.1.3 Encéphalite japonaise	25
2.1.4 Fièvre du Nil occidental (West Nile fever).....	27
2.1.5 Zika.....	29
2.1.6 Chikungunya	31
2.2 COVID-19	34
2.3 Fièvres hémorragiques virales.....	36
2.3.1 Fièvre de Lassa.....	36
2.3.2 Filovirus : maladies à virus Ebola et Marburg.....	37
2.3.3 Fièvre de la vallée du Rift.....	37
2.3.4 Fièvre hémorragique de Crimée-Congo.....	38
2.4 Hépatite E.....	41
2.5 Poliomyélite.....	43
2.6 PoxVirus.....	45
2.7 Rougeole et rubéole	48
Pathologies bactériennes	
2.8 Choléra	51
2.9 Fièvre typhoïde.....	53
2.10 Shigellose.....	55
2.11 Coqueluche.....	57
2.12 Diphtérie.....	59
2.13 Leptospirose	61
2.14 Méningites.....	63
2.15 Peste.....	66
Chapitre 3 : Techniques de prélèvements	
3.1 Introduction.....	73
3.2 Sang veineux.....	74
3.2.1 Prélèvement d'échantillon de sang avec un système Vacutainer® (hors contexte de fièvre hémorragique)	74
3.2.2 Prélèvement d'échantillon de sang avec un système Vacutainer® sécurisé dans le cas d'une suspicion de fièvre hémorragique	76
3.2.3 Prélèvements d'hémoculture	77
3.2.4 Prélèvement de taches de sang séché (DBS)	82

3.3 Préparation de sérum.....	85
3.4 Préparation de plasma	86
3.5 Prélèvements de la sphère ORL et prélèvements pulmonaires.....	87
3.5.1 Aspiration nasale /nasopharyngée	87
3.5.2 Ecouvillonnage nasopharyngé	87
3.5.3 Ecouvillonnage oro-pharyngé	88
3.5.4 Ecouvillonnage de gorge	89
3.5.5 Ecouvillonnage buccal sur milieu de transport viral dans le cas de suspicion de filovirus	89
3.5.6 Expectoration.....	90
3.5.7 Expectoration et écouvillonnage en cas de peste	91
3.6 Prélèvement de selles	94
3.6.1 Selles	94
3.6.2 Ecouvillonnage fécal dans un milieu de transport	95
3.6.3 Prélèvement de selles sur papier filtre	96
3.6.4 Ecouvillonnage rectal dans un milieu de transport.....	96
3.7 Prélèvement d'urines	98
3.8 Echantillon de peau et lésion cutanée.....	99
3.8.1 Ecouvillonnage de peau et de lésion.....	99
3.8.2 Ecouvillonnage de liquide de lésion de vésicule	99
3.8.3 Prélèvement des croûtes	100
3.9 Bubon pesteux.....	101
3.9.1 Ponction de bubon pesteux	101
3.9.2 Recueil de suc de bubon pesteux par suintement	102
3.10 Liquide céphalo-rachidien	104
3.10.1 Prélèvement par ponction lombaire (technique à réaliser par un médecin ou un infirmier formé à la technique).....	104
3.10.2 Inoculation du LCR sur Trans-Isolate (TI).....	107
3.10.3 Transfert de LCR dans un cryotube pour PCR	108

Chapitre 4 : Hygiène et sécurité

4.1 Précautions standards	111
4.2 Equipements de protection individuelle	112
4.3 Hygiène respiratoire	114
4.4 Vaccination du personnel	115
4.5 Asepsie, antisepsie et désinfection.....	116
4.5.1 Asepsie.....	116
4.5.2 Antisepsie.....	116
4.5.3 Désinfection	116
4.6 Gestion des déchets	117
4.6.1 Type de déchets	117
4.6.2 Types de destruction.....	117

Chapitre 5 : Fiches de demande d'examen

5.1 Arboviroses : dengue, fièvre jaune, fièvre du Nil occidental, encéphalite, Zika et Chikungunya	121
5.2 COVID-19	122
5.3 Fièvres hémorragiques virales.....	123

5.4 Hépatite E.....	124
5.5 Poliomyélite.....	125
5.6 PoxVirus.....	126
5.7 Rougeole et rubéole.....	127
5.8 Choléra.....	128
5.9 Fièvre typhoïde.....	129
5.10 Shigellose.....	130
5.11 Coqueluche.....	131
5.12 Diphtérie.....	132
5.13 Leptospirose.....	133
5.14 Méningite à méningocoques.....	134
5.15 Peste.....	135
 Chapitre 6 : Transport d'échantillons	
6.1 Dispositions légales.....	139
6.2 Classification des échantillons.....	140
6.2.1 Cas particulier de l'envoi de DBS.....	141
6.3 Matière biologique de catégorie B - UN3373.....	142
6.3.1 Matériel de transport, température de transport, instruction d'emballage.....	142
6.3.2 Marquage, étiquetage.....	143
6.3.3 Modes de transport.....	143
6.3.4 Documents administratifs.....	144
6.4 Matière infectieuse de catégorie A - UN2814.....	145
6.4.1 Matériel de transport, température de transport, instruction d'emballage.....	145
6.4.2 Marquage, étiquetage.....	146
6.4.3 Modes de transport.....	147
6.4.4 Documents administratifs.....	147
6.5 Préparation de la chaîne de froid.....	149
6.5.1 Envoi de +2 °C à +8 °C avec des accumulateurs à eau de 0,6 L.....	149
6.6 Documentation.....	150
6.6.1 IATA : Catégorie A - UN2814.....	150
6.6.2 Exemple de déclaration de marchandises dangereuses (ou DGD).....	151
6.6.3 Exemple de certificat de don.....	152
6.6.4 Exemple de lettre de transport aérien (LTA) ou Airway Bill.....	153
6.6.5 Etiquette Pasteur.....	154
 Chapitre 7 : Registres	
7.1 Introduction.....	159
7.2 Registre à tenir au niveau du TERRAIN.....	160
7.3 Registre à tenir au niveau de la CAPITALE.....	161
 Chapitre 8 : Liste des laboratoires et contacts	
8.1 Laboratoires.....	165
8.2 Contacts.....	167
 Références supplémentaires	 169

Abréviations et acronymes

Ac	Anticorps
Ag	Antigène
ALAT	Alamine amino transférase
APU	Amsterdam procurement unit
ATM	Accord de transfert de matériel= material transfer agreement
BPCO	Broncho-pneumonie chronique obstructive
CCOMS	Centre collaborateur de l'Organisation mondiale de la Santé
CDC	Centers for Disease Control and Prevention
CNR	Centre national de référence
COVID	Coronavlrus disease
DBS	Dried blood spot = tache de sang séché sur papier filtre
DGD	Dangerous Goods Declaration (Déclaration de produits Dangereux)
EDTA	Éthylène diamine tétra-acétique
EIA	Enzyme immune assay
ELISA	Enzyme linked immunosorbent assay
EPI	Equipement de protection individuelle
FHCC	Fièvre hémorragique de Crimée-Congo
FJ	Fièvre jaune
FHV	Fièvre hémorragique virale
FVR	Fièvre de la vallée du Rift
IATA	Association Internationale des Transports Aériens
IgG	Immunoglobuline G
IgM	Immunoglobuline M
INSP	Institut national de santé publique
LCR	Liquide céphalo-rachidien
LTA	Lettre de transport aérien
MAT	Test de micro-agglutination
MSF	Médecins Sans Frontières
MTA	Accord de sortie des échantillons
NA	Non applicable
NIU	Numéro d'identification unique (Unique identification number)
OCA	Centre opérationnel Amsterdam
OCB	Centre opérationnel Bruxelles

OCBA	Centre opérationnel Barcelone
OCG	Centre opérationnel Genève
OCP	Centre opérationnel Paris
OMS	Organisation mondiale de la Santé
ORL	Oto-rhino-laryngologiste
PCR	Polymerase chain reaction (=Réaction de polymérisation en chaîne)
PL	Ponction lombaire
RSI	Règlement sanitaire international
RT-PCR	Reverse transcription polymerase chain reaction (réaction de polymérisation en chaîne après transcription inverse)
SOP	Standard operating procedure (Mode opératoire standardisé ou Procédure opératoire /Opérationnelle standardisée)
TACT	The air cargo tariff and rules
TDR	Test de diagnostic rapide
tpm	Tours par minute
TI	Trans-isolate
VHE	Virus de l'hépatite E
VTM	Milieu de transport viral

Chapitre 1 : Généralités

1.1 Généralités	13
Références Chapitre 1	18

1.1 Généralités

Les demandes d'examens vont permettre :

- Dans le cas d'une suspicion d'épidémie :
 - D'identifier l'agent causal responsable de l'épidémie.
 - D'obtenir éventuellement l'identification des souches de l'agent pathogène, et/ou un sérotypage, et/ou un génotypage.
 - D'obtenir éventuellement un antibiogramme.
 - De suivre l'épidémie en cours et/ou d'identifier les derniers cas.
- Dans le cas d'un diagnostic chez un patient :
 - De confirmer un diagnostic clinique.
 - D'identifier la survenue de maladies émergentes.

Chaque projet doit se préparer à ces demandes d'examen et les responsabilités de chacun doivent être identifiées.

- **Pré-positionnement du matériel de prélèvement et de protection**

En fonction des risques infectieux à potentiel épidémique identifiés dans les différents pays, il faut toujours avoir à disposition dans le pays le matériel de prélèvement et de transport des échantillons ainsi que l'équipement de protection.

- **Réseau de laboratoires accessibles**

Il est de plus en plus difficile d'exporter des échantillons d'un pays. Il est de la responsabilité de la coordination médicale de faire une liste (avec l'aide du superviseur laboratoire et/ou du référent laboratoire du siège) des laboratoires dans le pays ayant la capacité de réaliser les analyses demandées. Il est essentiel de discuter de la pertinence du choix de ces laboratoires avec les responsables du siège (cellule, département médical). Il est également de la responsabilité de la coordination médicale d'évaluer en amont d'une éventuelle épidémie, les types de tests existants au niveau des laboratoires identifiés, ainsi que de la capacité de prélèvement, de stockage et d'envoi des échantillons par MSF.

Si aucun laboratoire répondant aux exigences de MSF n'est disponible dans le pays ou que les analyses demandées n'existent pas sur place, il faut essayer, avec l'accord des autorités nationales, de les envoyer vers un laboratoire de référence régional ou international validé par MSF. Un envoi en double (au laboratoire choisi par MSF et au laboratoire suggéré par le système national de surveillance) peut parfois permettre l'envoi vers un laboratoire répondant aux exigences de MSF et doit donc être discuté avec les autorités.

Les méthodes et informations décrites dans ce guide ont été obtenues auprès de certains laboratoires de référence (voir liste [Chapitre 8](#) : liste des laboratoires et contacts). Cependant, tous les laboratoires ne réalisent pas les mêmes types d'analyses et n'utilisent pas les mêmes méthodes. Il est donc indispensable de contacter les laboratoires avec lesquels MSF travaille avant d'envoyer des échantillons pour vérifier lesquels sont acceptés et les analyses réalisées.

- **Accord de transfert de matériel et de données**

Selon les recommandations de MSF, dans le cadre d'investigation d'épidémie, il n'est pas nécessaire d'avoir la signature d'un accord de transfert de matériel et de données (ATM)^a.

^a ou en anglais : material transfer agreement (MTA).

Pour les échantillons envoyés, une fois l'épidémie confirmée, un accord-cadre entre MSF et le laboratoire de référence doit être signé. De plus, dans les contextes à épidémies récurrentes connues (ex : méningites, choléra), un accord-cadre adapté au contexte doit être signé avec les laboratoires concernés (international ou national). Le département juridique doit être contacté pour vérifier et entériner l'accord-cadre adapté au contexte.

- **Consentement oral**

Le consentement oral est un accord entre le patient et le personnel médical, sans signature. Les informations telles que le type de prélèvement, les raisons du prélèvement, le lieu d'analyse, à quoi vont servir les résultats, etc. sont données oralement au patient. La décision du patient est notée dans son dossier.

Pour les mineurs, le consentement doit être donné par un parent ou un tuteur, selon la procédure usuelle.

Le consentement oral sera notifié dans le dossier du patient par le médecin/personne en charge.

- **Protection des données du patient**



Un numéro d'identification unique (NIU ou unique identification number – UIN) du patient doit être utilisé à la place du nom et prénom.

Le nom du patient et le numéro unique apparaît seulement dans le registre gardé dans le laboratoire au lieu du prélèvement de l'échantillon. Si ce numéro d'identification unique n'est pas disponible, le médecin transmettra les informations nécessaires tout en assurant le respect de la confidentialité, pour que les résultats soient dirigés vers le bon patient.

Le principe consiste à maintenir le bon équilibre en ce qui concerne la quantité adéquate d'informations accompagnant les échantillons pour garantir que les résultats des tests/analyses soient redirigés vers le même patient.

- **Informé d'un envoi**

Toujours prévenir la coordination médicale de la capitale, la cellule et le département médical de l'envoi d'échantillons.

La priorité est la réactivité et l'obtention d'un résultat le plus rapide possible.

Après discussions avec le siège, informer les autorités locales et le Ministère de la Santé. De plus, il est nécessaire de se mettre en contact avec le réseau de laboratoires de référence (Centre Collaborateur de l'OMS (CCOMS), CDC^b, Institut Pasteur, laboratoires de recherche, etc.) le plus rapidement possible afin de confirmer certaines informations (durée et conditions de conservation de l'échantillon) et de coordonner l'envoi. Cela permet la transmission adéquate des informations, la confirmation du type d'échantillon à prélever ainsi qu'une prise en charge adaptée et rapide (par exemple pour le laboratoire de référence, cela permet d'anticiper la mise en œuvre des méthodes d'analyse).

- **Identification du prélèvement, recueil de données, suivi**

Tous les prélèvements devront être identifiés et accompagnés d'une fiche de demande d'examen (voir [Chapitre 5](#)) incluant une description clinique et épidémiologique. Les laboratoires recevant les échantillons peuvent refuser de réaliser les analyses en l'absence de ces documents.

La provenance des échantillons devra être clairement identifiée avec le nom de la personne responsable de l'envoi et le nom de la personne à qui il faudra renvoyer les résultats.

^b CDC : Center for Disease Control and Prevention

Tous les prélèvements seront enregistrés dans 2 types de registres :

- ✓ Un registre au niveau du terrain, qui contient les informations relatives au patient et au prélèvement, y compris les résultats.
- ✓ Un registre au niveau de la capitale qui reprend les informations relatives au prélèvement ainsi que celles relatives à l'envoi, mais sans le nom du patient.

Au niveau du terrain, le responsable du laboratoire devra compléter le registre. Au niveau de la capitale, la coordination médicale, avec l'aide de la coordination logistique devra le compléter.

• Réglementation pour l'envoi des prélèvements



Il est strictement interdit de transporter des échantillons dans ses bagages lors de voyages depuis le terrain.

Que ce soit au niveau national ou international, les échantillons UN3373 et UN2814 doivent être transportés dans des boîtes à triple emballage. Tous les détails sont disponibles au [Chapitre 6](#).

Il est de la responsabilité de la coordination logistique de connaître les réglementations dans chaque pays et les possibilités de transport pour les échantillons de type UN3373 (matière infectieuse de catégorie B) et UN2814 (matière infectieuse de catégorie A). Attention, ces informations peuvent varier dans le temps :

- ✓ Contacts préalables avec DHL pour les envois d'échantillons UN3373.
- ✓ Liste des compagnies aériennes ou d'autres transporteurs habilités qui se trouvent sur place acceptant de transporter des échantillons UN2814. Cette liste doit être revue au moins une fois par an.

• Tableau des responsabilités : niveau terrain, capitale et siège

Tableau 1 - Rôles et responsabilités dans l'équipe MSF lors de la préparation, de la suspicion ou de la confirmation d'une épidémie.

	Terrain	Capitale	Siège
En préparation d'une possible épidémie			
Lister et visiter les laboratoires de référence (évaluer les analyses possibles et les méthodes utilisées).	Responsable/ superviseur laboratoire	Coordination médicale	Référent Laboratoire
Prendre contact avec le département responsable du système national de surveillance (ex : rougeole, polio, méningite).		Coordination médicale	
Prendre contact avec les transporteurs (DHL) pour les envois de Catégorie B - UN3373.		Coordination logistique	
Lister et contacter annuellement les compagnies aériennes ou les transporteurs pour les envois de Catégorie A - UN2814.		Coordination logistique	

	Terrain	Capitale	Siège
En cas de suspicion d'épidémie			
Informer la coordination MSF et la cellule.	Responsable médical (informe la coordination)	Coordination médicale (informe la cellule)	
Informer le Ministère de la Santé, les autorités locales.		Coordination médicale	
Contacteur le laboratoire de référence.		Coordination médicale si le laboratoire est dans le pays.	Référent laboratoire ou département médical du siège si le laboratoire est hors du pays.
Contacteur les transporteurs / les compagnies aériennes pour l'envoi des échantillons.		Coordination logistique	
Obtenir un « Accord de sortie des échantillons » du Ministère de la Santé ou de l'autorité compétente.		Coordination médicale	
Transmettre par mail au laboratoire de référence les documents relatifs au transport pour un envoi international.		Coordination médicale	
Compléter les registres de suivi des échantillons.	Responsable laboratoire ou responsable médical	Coordination médicale (et logistique)	
Obtenir et assurer le suivi des résultats.		Coordination médicale	Département médical
Après la confirmation d'une épidémie (par l'OMS ou le Ministère de la Santé)			
Faire signer l'ATM si des échantillons sont envoyés vers un laboratoire extérieur.		Coordination médicale	Département médical et juridique



La déclaration d'une épidémie relève du Ministère de la Santé et de l'OMS.

- **Les méthodes de mise en évidence des pathogènes**

- **Méthodes directes** permettant la mise en évidence de l'agent pathogène ou de ses constituants :
 - Par culture et/ou isolement de l'agent pathogène
 - Par détection d'élément du pathogène : antigène, matériel génétique etc : test de diagnostic rapide (TDR), amplification génétique (PCR, RT-PCR) etc.
- **Méthodes indirectes** détectant la réponse immunitaire de l'hôte, spécifique à l'agent pathogène (présence d'anticorps) : tests sérologiques (ELISA, EIA, TDR, etc.)

Les stratégies d'investigation biologique sont différentes entre obtenir un diagnostic chez un patient et faire une investigation d'épidémie, et doit toujours tenir compte du contexte épidémiologique (zone endémique ou non). Se renseigner auprès du département de surveillance national et se référer aux protocoles nationaux mis en place.

Dans ce guide, seuls les échantillons les plus adaptés aux conditions de terrain ont été répertoriés. Les analyses les plus couramment utilisées sont signalées en gras. Certaines méthodes expérimentales sont également indiquées à titre informatif dans le second chapitre. En fonction des laboratoires de références identifiés, les analyses qui sont réalisées peuvent être de type directes ou indirectes et parfois sont une combinaison des 2 types de méthodes.

- **Interprétation des résultats pour les anticorps**

Les virus, bactéries, parasites, champignons provoquent une réponse immunitaire classique en IgM, puis IgA et IgG. La présence d'IgM signe une infection récente. Pour retrouver les anticorps dans le sang, faire un prélèvement 5 à 8 jours après l'apparition des premiers symptômes. Pour beaucoup d'infections virales, les IgM apparaissent entre le huitième jour et la troisième semaine, mais le prélèvement est souvent fait à l'admission pour des raisons de faisabilité. Il faut donc tenir compte de ce délai de séroconversion pour l'interprétation des résultats. La présence d'IgG seule n'est pas significative d'une infection en cours. Elle peut être due soit à une infection ancienne ou à une vaccination (ex : coqueluche, fièvre jaune). Pour confirmer une séroconversion en cours il faut avoir une augmentation du taux des anticorps entre 2 prélèvements. Le premier prélèvement doit être fait à l'admission, le deuxième 2 à 3 semaines plus tard (un deuxième prélèvement trop précoce ne sert à rien). En pratique, si un seul prélèvement est réalisable, il faudra tenir compte des délais de séroconversion pour l'interprétation des résultats.

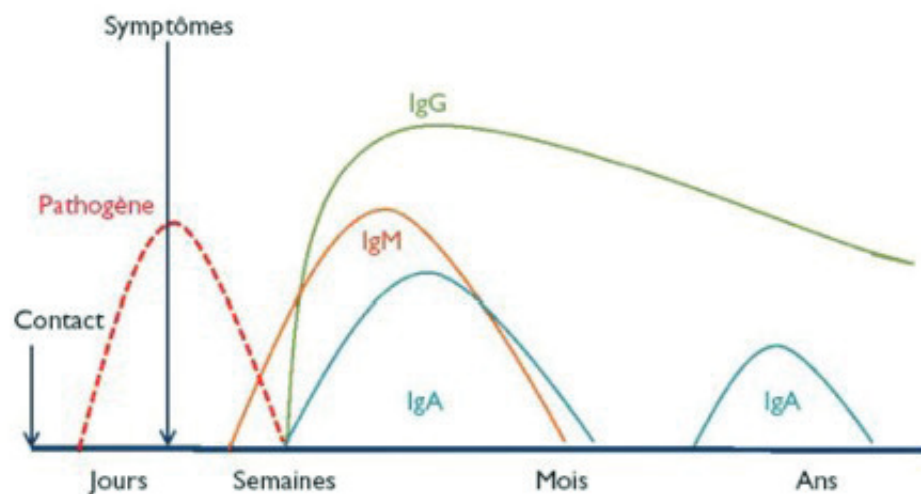


Figure 1.1 - Interprétation des résultats pour les anticorps¹

De plus, pour certaines pathologies, il y a des réactions croisées qui peuvent compliquer l'interprétation des résultats (arboviroses).

Références Chapitre 1

1. Reto Lienhard. « Pièges en sérologie infectieuse », Revue médicale suisse, 2011, 312. (Avec autorisation de reproduction).
<https://www.revmed.ch/revue-medicale-suisse/2011/revue-medicale-suisse-312/pieges-en-serologie-infectieuse>

Chapitre 2 : Épidémie, maladie suspectée

Pathologies virales

2.1 Arboviroses	21
2.1.1 <i>Dengue</i>	21
2.1.2 <i>Fièvre jaune</i>	23
2.1.3 <i>Encéphalite japonaise</i>	25
2.1.4 <i>Fièvre du Nil occidental (West Nile Fever)</i>	27
2.1.5 <i>Zika</i>	29
2.1.6 <i>Chikungunya</i>	31
2.2 COVID-19	34
2.3 Fièvres hémorragiques virales	36
2.3.1 <i>Fièvre de Lassa</i>	36
2.3.2 <i>Filovirus : maladies à virus Ebola et Marburg</i>	37
2.3.3 <i>Fièvre de la vallée du Rift</i>	37
2.3.4 <i>Fièvre hémorragique de Crimée-Congo</i>	38
2.4 Hépatite E	41
2.5 Poliomyélite	43
2.6 PoxVirus	45
2.7 Rougeole et rubéole	48

Pathologies bactériennes

2.8 Choléra	51
2.9 Fièvre typhoïde	53
2.10 Shigellose	55
2.11 Coqueluche	57
2.12 Diphtérie	59
2.13 Leptospirose	61
2.14 Méningites	63
2.15 Peste	66
Références Chapitre 2	69

2.1 Arboviroses

2.1.1 Dengue

Lorsque le tableau clinique évoque une fièvre hémorragique, se référer au Chapitre 2, Section 2.3.

Pathologie

La dengue est une arbovirose (famille des *Flaviviridae*) transmise à l'homme par la piqûre d'un moustique appartenant au genre *Aedes*. Il existe 4 sérotypes du virus de la dengue : 1 à 4. La maladie se présente le plus souvent sous la forme d'un syndrome grippal. La plupart des sujets infectés guérissent spontanément et une petite proportion va évoluer vers la forme sévère hémorragique (thrombopénie) potentiellement mortelle. La maladie comprend 3 phases : la phase fébrile (qui dure entre 2 et 7 jours), la phase critique (entre le 3^e et le 7^e jour) et la phase de convalescence (à partir du 8^e jour).

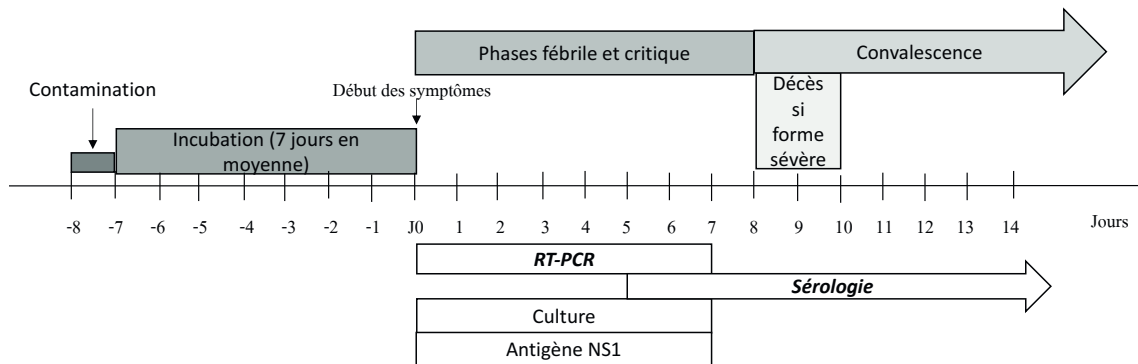


Figure 2.1 - Évolution clinique de la dengue primaire et chronologie des prélèvements

Méthodes disponibles

- Sur le terrain : il est possible de réaliser un **test de diagnostic rapide (TDR)** qui combine la détection de l'antigène NS1 (détectable pendant la phase fébrile) et les anticorps IgG et IgM détectables durant les phases critique et de convalescence. Ce test ne doit pas être utilisé pour un diagnostic chez un patient suspect de dengue, mais pour des investigations d'épidémie uniquement, du fait de la limitation de performance des tests actuellement disponibles. Un test rapide positif permet de déterminer la circulation du virus mais ne permet pas de déterminer le nombre de cas réellement infectés ni de déclarer une épidémie. Pour toute question, contactez le référent de laboratoire du centre opérationnel (afin d'identifier l'algorithme adapté au contexte).
 - ELABTIME1E- MINUTEUR (électronique)
 - SSSTDENG10T TEST DENGUE NS1/IgM/IgG (Dengue Duo), sér/pl/st, 1 test 11FK45
 - + matériel pour prélèvement sanguin veineux
- Techniques directes : **RT-PCR**, isolement en culture.
- Techniques indirectes : **tests sérologiques**/recherche d'IgG et d'IgM (ELISA, séroneutralisation, immunotitration).

Les réactions croisées entre les différents arbovirus impliquent la réalisation, par le laboratoire de référence, de plusieurs analyses simultanément pour confirmer le diagnostic clinique.

Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi



Le type et la quantité d'échantillons à prélever va dépendre du laboratoire de référence. A vérifier au préalable.

Tableau 2.1 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Dengue

Type de test	Chronologie de prélèvement	Type d'échantillon	Délai avant centrifugation et séparation	Conservation de l'échantillon après séparation	Délai maximum entre le prélèvement et l'arrivée au laboratoire de référence	Température d'envoi
TDR	Dès le 1 ^{er} jour et pendant la durée de la maladie	Sang total veineux (100 microlitres pour Ag NS1 et 10 microlitres pour Ac IgG/ IgM) ou sérum ou plasma	NA	NA	NA	NA
RT-PCR	Dans les 7 premiers jours après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 2 heures après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Minimum 2 spots DBS (sang veineux ou sang capillaire)	DBS secs (3-4 h de séchage)	Idéalement : +2 °C à +8 °C ou < 25 °C sans lumière ni humidité	1 semaine	+15 °C à +25 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Urine : 1 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
Sérologie	A partir du 5 ^e jour après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 24 h après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	2 semaines	+2 °C à +8 °C
		Minimum 2 spots DBS (sang veineux ou sang capillaire)	DBS secs (3-4 h de séchage)	Idéalement : +2 °C à +8 °C ou < 25 °C sans lumière ni humidité	2 semaines	+15 °C à +25 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	2 semaines	+2 °C à +8 °C
Culture virale	Dans les 7 premiers jours après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 2 heures après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Urine : 1 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C

– **Sérum** : utiliser un tube Vacutainer® sec/rouge de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de sérum dans un cryotube (si besoin de plus de sérum, prélever plusieurs tubes).

- **Plasma** : utiliser un tube Vacutainer® EDTA/violet de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de plasma dans un cryotube (si besoin de plus de plasma, prélever plusieurs tubes).
- Éviter l'hémolyse (critère de rejet de l'échantillon).

Procédure du prélèvement

- **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).
- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - prélèvement d'échantillon de sang veineux avec un système Vacutainer®, voir [Section 3.2.1](#).
 - préparation de sérum et de plasma, voir [Section 3.3](#) et [Section 3.4](#).
 - prélèvement de taches de sang séché ou dried blood spot (DBS), voir [Section 3.2.4](#).
 - prélèvement de LCR, voir [Section 3.10.1](#) et transfert de LCR dans un cryotube, voir [Section 3.10.3](#).
 - prélèvement d'urines, voir [Section 3.7](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Arboviroses (Chapitre 5, [Section 5.1](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par le virus de la dengue sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.3](#)).

2.1.2 Fièvre jaune



Lorsque le tableau clinique évoque une fièvre hémorragique, se référer à la page spécifique, Chapitre 2, [Section 2.3](#).

Pathologie

La fièvre jaune est une arbovirose (famille des *Flaviviridae*) transmise à l'homme principalement par la pique d'un moustique appartenant au genre *Aedes*, et en moindre mesure par le genre *Haemagogus*. Elle est responsable dans 15% des cas d'une maladie hémorragique aiguë et/ou un ictère. La létalité atteint 20 à 50% des cas¹.

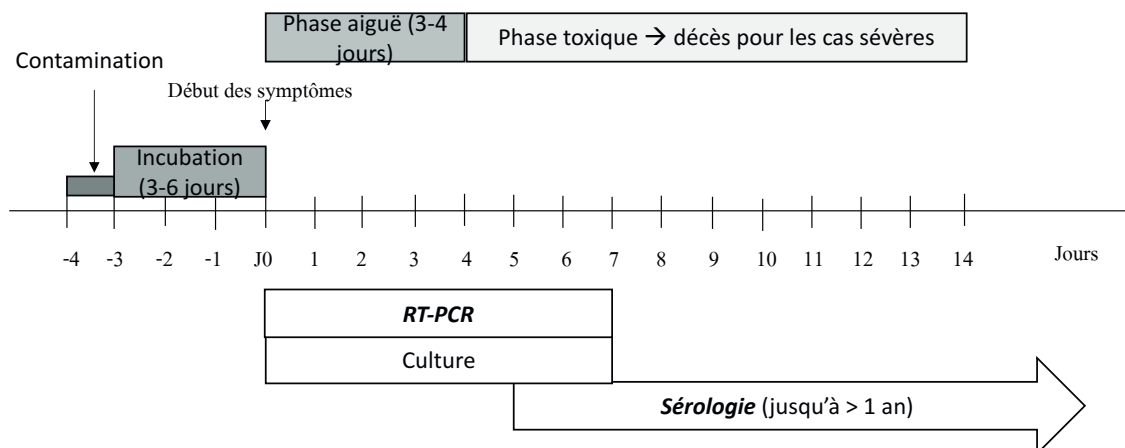


Figure 2.2 - Évolution clinique de la fièvre jaune et chronologie des prélèvements

Méthodes disponibles

- Techniques directes : **RT-PCR**, isolement en culture.
- Techniques indirectes : **tests sérologiques**/recherche d'IgG et d'IgM (ELISA, séro-neutralisation, immunotitration) :
 - Présence d'anticorps IgM ou
 - Augmentation des titres d'IgM ou IgG antiarabiques dans des échantillons de sérums appariés (phase aiguë et phase de convalescence) ou
 - Mise en évidence d'anticorps neutralisant antiarabiques spécifiques (les résultats des recherches d'anticorps de flavivirus d'autres types sont négatifs ou non significatifs) et
 - Absence de vaccination contre la fièvre jaune dans les 30 jours précédents

Les réactions croisées entre les différents arbovirus impliquent la réalisation par le laboratoire de référence, de plusieurs analyses simultanément pour confirmer le diagnostic.

Type d'échantillon, quantité, chronologie du prélèvement et conservation



Le type et la quantité d'échantillons à prélever va dépendre du laboratoire de référence. A vérifier au préalable.

Tableau 2.2 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Fièvre Jaune

Type de test	Chronologie de prélèvement	Type d'échantillon	Délai avant centrifugation et séparation	Conservation de l'échantillon après séparation	Délai maximum entre le prélèvement et l'arrivée au laboratoire de référence	Température d'envoi
RT-PCR	Dans les 7 premiers jours après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 24 heures après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Minimum 2 spots DBS (sang veineux)	DBS secs (3-4 h de séchage)	Idéalement : +2 °C à +8 °C ou < 25 °C sans lumière ni humidité	1 semaine	+15 °C à +25 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Urine : 1 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
Sérologie	A partir du 5 ^e jour après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 24 h après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	2 semaines	+2 °C à +8 °C
		Minimum 2 spots DBS (sang veineux)	DBS secs (3-4 h de séchage)	Idéalement : +2 °C à +8 °C ou < 25 °C sans lumière ni humidité	2 semaines	+15 °C à +25 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	2 semaines	+2 °C à +8 °C
Culture virale	Dans les 7 premiers jours après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 2 heures après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Urine : 1 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C

- **Sérum** : Utiliser un tube Vacutainer® sec/rouge de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de sérum dans un cryotube (si besoin de plus de sérum, prélever plusieurs tubes).
- **Plasma** : utiliser un tube Vacutainer® EDTA/violet de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de plasma dans un cryotube (si besoin de plus de plasma, prélever plusieurs tubes).
- Eviter l'hémolyse (critère de rejet de l'échantillon).

Procédure du prélèvement

- **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).
- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - prélèvement d'échantillon de sang veineux avec un système Vacutainer®, voir [Section 3.2.1](#).
 - préparation de sérum et de plasma, voir [Section 3.3](#) et [Section 3.4](#).
 - prélèvement de taches de sang séché (DBS), voir [Section 3.2.4](#).
 - prélèvement de LCR, voir [Section 3.10.1](#) et transfert de LCR dans un cryotube, voir [Section 3.10.3](#).
 - prélèvement d'urines, voir [Section 3.7](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Arboviroses (Chapitre 5, [Section 5.1](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par le virus de la fièvre jaune sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.3](#)).

2.1.3 Encéphalite japonaise

Pathologie

L'encéphalite japonaise est une arbovirose (famille des *Flaviviridae*), transmise à l'homme par la piqûre d'un moustique appartenant au genre *Culex*. La majorité des infections est asymptomatique mais on estime qu'une encéphalite se déclare dans un cas sur 250 infections². Le taux de létalité peut atteindre 30% dans ce cas et 30 à 50% des survivants présentent des séquelles neurologiques³.

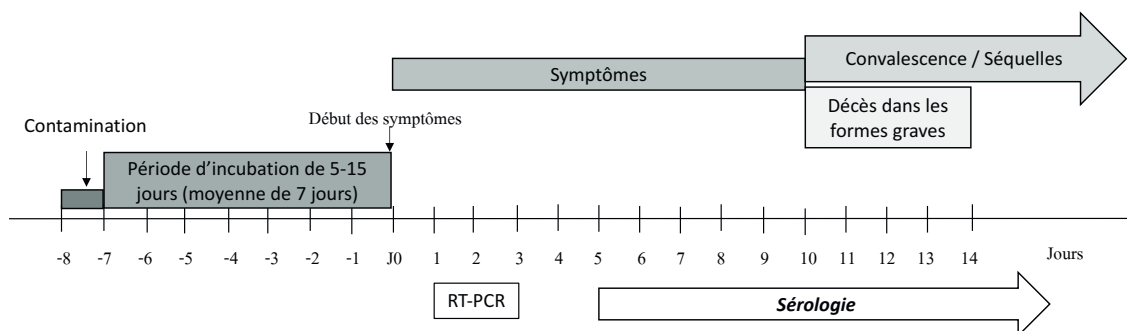


Figure 2.3 - Évolution clinique de l'encéphalite japonaise et chronologie des prélèvements

Méthodes disponibles

- Techniques indirectes : **tests sérologiques** – ELISA à capture d'IgM spécifiques le plus souvent dans le LCR et le plasma ou le sérum.
- Techniques directes : RT-PCR. Cependant, la virémie étant faible et de durée très brève (entre 24 et 72h) lorsque les symptômes se déclarent, ces tests ne sont, en général, pas informatifs.

Les réactions croisées entre les différents arbovirus impliquent la réalisation, par le laboratoire de référence, de plusieurs analyses simultanément pour confirmer le diagnostic.

Type d'échantillon, quantité, chronologie du prélèvement et conservation



Le type et la quantité d'échantillons à prélever va dépendre du laboratoire de référence. A vérifier au préalable.

Tableau 2.3 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Encéphalite Japonaise

Type de test	Chronologie de prélèvement	Type d'échantillon	Délai avant centrifugation et séparation	Conservation de l'échantillon après séparation	Délai maximum entre le prélèvement et l'arrivée au laboratoire de référence	Température d'envoi
Sérologie	A partir du 5 ^e jour après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 2 h après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	2 semaines (idéalement : 1 semaine)	+2 °C à +8 °C
		Minimum 2 spots DBS (sang veineux)	DBS secs (3-4 h de séchage)	Idéalement : +2 °C à +8 °C ou < 25 °C sans lumière ni humidité	2 semaines	+15 °C à +25 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	2 semaines	+2 °C à +8 °C
RT-PCR	Entre 24h et 72h après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 2 heures après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Minimum 2 spots DBS (sang veineux)	DBS secs (3-4 h de séchage)	Idéalement : +2 °C à +8 °C ou < 25 °C sans lumière ni humidité	1 semaine	+15 °C à +25 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Urine : 1 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C

- **Sérum** : utiliser un tube Vacutainer® sec/rouge de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de sérum dans un cryotube (si besoin de plus de sérum, prélever plusieurs tubes).
- **Plasma** : utiliser un tube Vacutainer® EDTA/violet de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de plasma dans un cryotube (si besoin de plus de plasma, prélever plusieurs tubes).
- Éviter l'hémolyse (critère de rejet de l'échantillon).

Procédure du prélèvement

- **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).
- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - prélèvement d'échantillon de sang veineux avec un système Vacutainer®, voir [Section 3.2.1](#).
 - préparation de sérum et de plasma, voir [Section 3.3](#) et [Section 3.4](#).
 - prélèvement de taches de sang séché (DBS), voir [Section 3.2.4](#).
 - prélèvement de LCR, voir [Section 3.10.1](#) et transfert de LCR dans un cryotube, voir [Section 3.10.3](#).
 - prélèvement d'urines, voir [Section 3.7](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Arboviroses (Chapitre 5, [Section 5.1](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par le virus de l'encéphalite japonaise sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir [Chapitre 6, Section 6.3](#)).

2.1.4 Fièvre du Nil occidental (West Nile fever)

Pathologie

Le virus de la fièvre du Nil occidental est une arbovirose (famille des *Flaviviridae*) transmise à l'homme par une piqûre de moustique, appartenant principalement au genre *Culex*.

La fièvre du Nil occidental peut dans moins de 1%^{4,5} des cas entraîner une maladie neuro-invasive, encéphalite ou méningite ou encore une paralysie flasque aiguë, de type poliomyélite⁶ qui peut conduire le patient jusqu'à la mort.

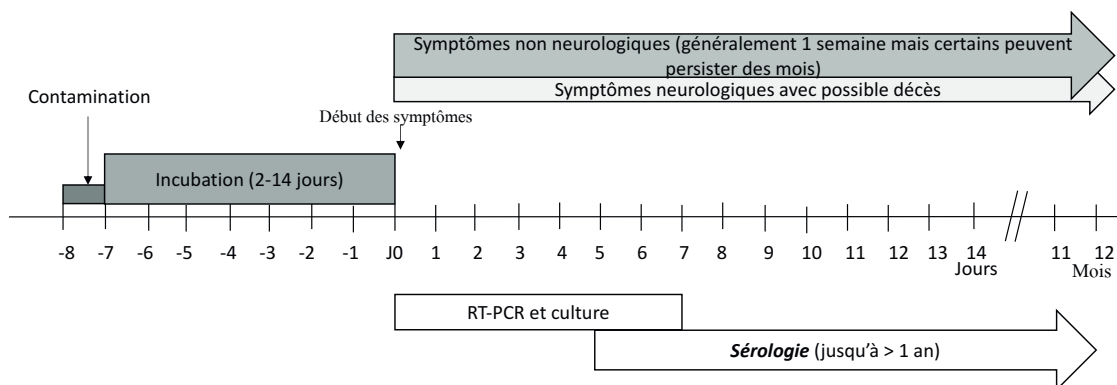


Figure 2.4- Évolution clinique de la fièvre du Nil occidental et chronologie des prélèvements

Méthodes disponibles

- Techniques indirectes : **sérologie** (ELISA, séroneutralisation).
- Techniques directes : RT-PCR ; culture virale. La RT-PCR est plus sensible sur le LCR que sur le sang mais uniquement pour les patients symptomatiques.

Il est nécessaire de fournir 2 échantillons pour l'interprétation de l'analyse sérologique : un échantillon précoce et un échantillon tardif (avec 14 jours entre les 2 prélèvements).

Les réactions croisées entre les différents arbovirus impliquent la réalisation par le laboratoire de référence de plusieurs analyses simultanées pour confirmer le diagnostic.

Type d'échantillon, quantité, chronologie du prélèvement et conservation



Le type et la quantité d'échantillons à prélever va dépendre du laboratoire de référence. A vérifier au préalable.

Tableau 2.4 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Fièvre du Nil occidental

Type de test	Chronologie de prélèvement	Type d'échantillon	Délai avant centrifugation et séparation	Conservation de l'échantillon après séparation	Délai maximum entre le prélèvement et l'arrivée au laboratoire de référence	Température d'envoi
Sérologie	A partir du 5 ^e jour après le début des symptômes et 14 jours après le 1 ^{er} échantillon prélevé	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 24 h après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	2 semaines	+2 °C à +8 °C
		Minimum 2 spots DBS (sang veineux)	DBS secs (3-4 h de séchage)	Idéalement : +2 °C à +8 °C ou < 25 °C sans lumière ni humidité	2 semaines	+15 °C à +25 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	2 semaines	+2 °C à +8 °C
RT-PCR	Dans les 7 premiers jours après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 2 heures après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Minimum 2 spots DBS (sang veineux)	DBS secs (3-4 h de séchage)	Idéalement : +2 °C à +8 °C ou < 25 °C sans lumière ni humidité	1 semaine	+15 °C à +25 °C
		Urine : 1 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
Culture virale	Dans les 7 premiers jours après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 2 heures après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Urine : 1 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C

- **Sérum** : utiliser un tube Vacutainer® sec/rouge de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de sérum dans un cryotube (si besoin de plus de sérum, prélever plusieurs tubes).
- **Plasma** : utiliser un tube Vacutainer® EDTA/violet de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de plasma dans un cryotube (si besoin de plus de plasma, prélever plusieurs tubes).
- Éviter l'hémolyse (critère de rejet de l'échantillon).

Procédure du prélèvement

- **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).
- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - prélèvement d'échantillon de sang veineux avec un système Vacutainer®, voir [Section 3.2.1](#).
 - préparation de sérum et de plasma, voir [Section 3.3](#) et [Section 3.4](#).
 - prélèvement de taches de sang séché (DBS), voir [Section 3.2.4](#).
 - prélèvement de LCR, voir [Section 3.10.1](#) et transfert de LCR dans un cryotube, voir [Section 3.10.3](#).
 - prélèvement d'urines, voir [Section 3.7](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Arboviroses (Chapitre 5, [Section 5.1](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspects d'infection par la fièvre du Nil occidental sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.3](#)).

2.1.5 Zika

Pathologie

Zika est une arbovirose (famille des *Flaviviridae*) transmise à l'homme majoritairement par la piqûre de moustique du genre *Aedes*. La transmission peut également se faire par la voie sexuelle, l'allaitement et lors d'une transfusion sanguine.

Cette pathologie est souvent silencieuse et bénigne et dure environ 1 semaine. L'infection à virus Zika peut entraîner des symptômes comme une fièvre, une éruption cutanée (exanthème), une conjonctivite, des douleurs musculaires et articulaires, un état de malaise et des céphalées. Si l'infection est contractée lors de la grossesse, elle peut être transmise au fœtus et être à l'origine d'une malformation sévère, la microcéphalie, responsable d'un retard mental irréversible.

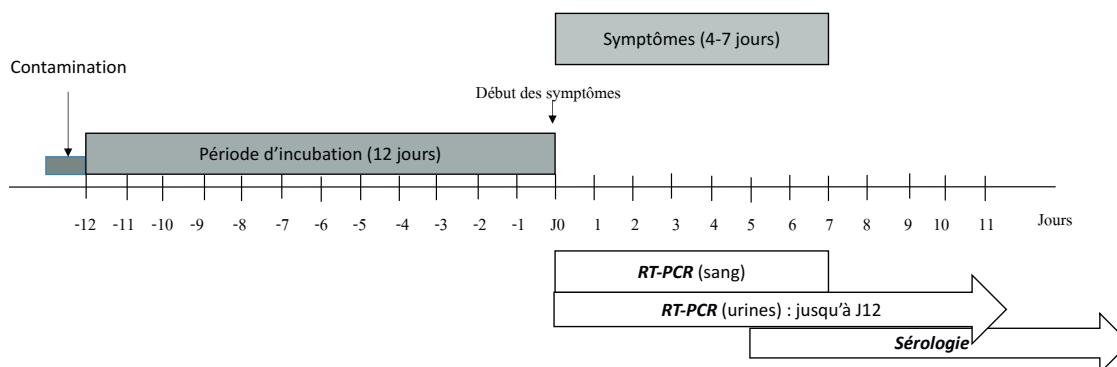


Figure 2.5 - Évolution clinique du Zika et chronologie de prélèvements

Méthodes disponibles

- Techniques directes : **RT-PCR**, culture virale.
- Techniques indirectes : **sérologie**-dosage IgM (ELISA, séroneutralisation).

Les réactions croisées entre les différents arbovirus impliquent la réalisation par le laboratoire de référence de plusieurs analyses simultanées pour confirmer le diagnostic.

Type d'échantillon, quantité, chronologie du prélèvement et conservation



Le type et la quantité d'échantillons à prélever va dépendre du laboratoire de référence. A vérifier au préalable.

Tableau 2.5 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Zika

Type de test	Chronologie de prélèvement	Type d'échantillon	Délai avant centrifugation et séparation	Conservation de l'échantillon après séparation	Délai maximum entre le prélèvement et l'arrivée au laboratoire de référence	Température d'envoi
RT-PCR	Dans les 7 premiers jours après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 2 heures après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Minimum 2 spots DBS (sang veineux)	DBS secs (3-4 h de séchage)	Idéalement : +2 °C à +8 °C ou < 25 °C sans lumière ni humidité	1 semaine	+15 °C à +25 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Urine : 1 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
Sérologie	A partir du 5 ^e jour après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 24 h après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	2 semaines (idéalement : 1 semaine)	+2 °C à +8 °C
		Minimum 2 spots DBS (sang veineux)	DBS secs (3-4 h de séchage)	Idéalement : +2 °C à +8 °C ou < 25 °C sans lumière ni humidité	2 semaines	+15 °C à +25 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	2 semaines	+2 °C à +8 °C
Culture	Dans les 7 premiers jours après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 2 heures après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Urine : 1 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C

- **Sérum** : utiliser un tube Vacutainer® sec/rouge de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de sérum dans un cryotube (si besoin de plus de sérum, prélever plusieurs tubes).
- **Plasma** : utiliser un tube Vacutainer® EDTA/violet de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de plasma dans un cryotube (si besoin de plus de plasma, prélever plusieurs tubes).
- Éviter l'hémolyse (critère de rejet de l'échantillon).

Procédure du prélèvement

- **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).
- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - prélèvement d'échantillon de sang veineux avec un système Vacutainer®, voir [Section 3.2.1](#).
 - préparation de sérum et de plasma, voir [Section 3.3](#) et [Section 3.4](#).
 - prélèvement de taches de sang séché (DBS), voir [Section 3.2.4](#).
 - prélèvement de LCR, voir [Section 3.10.1](#) et transfert de LCR dans un cryotube, voir [Section 3.10.3](#).
 - prélèvement d'urines, voir [Section 3.7](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Arboviroses (Chapitre 5, [Section 5.1](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par le virus Zika sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir [Chapitre 6, Section 6.3](#)).

2.1.6 Chikungunya

Pathologie

Le chikungunya est une arbovirose (famille des *Togaviridae*) transmise à l'homme par une pique de moustique du genre *Aedes*.

Elle provoque une fièvre d'apparition brutale et des douleurs articulaires sévères souvent invalidantes mais qui disparaissent généralement après quelques jours ou semaines. Dans certains cas, les arthralgies peuvent persister pendant plusieurs mois ou même plusieurs années.

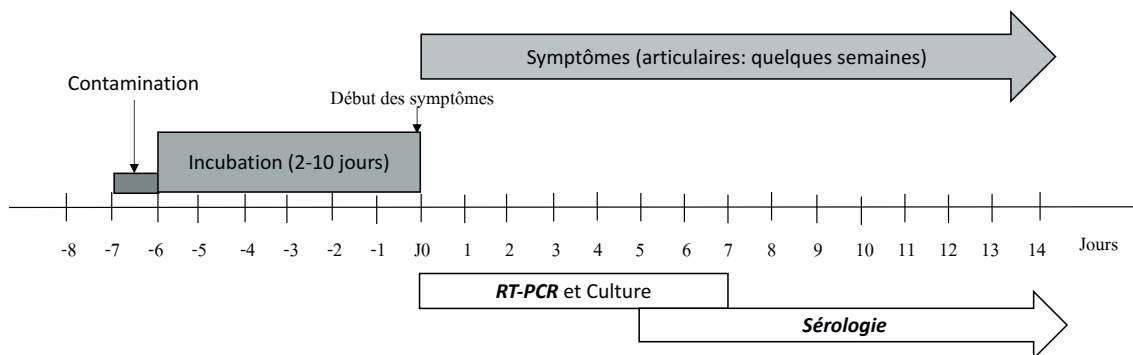


Figure 2.6 - Évolution clinique du chikungunya et chronologie des prélèvements

Méthodes disponibles

- Techniques directes : **RT-PCR**, culture virale.
- Technique indirecte : **sérologie** (ELISA, séroneutralisation).

Les réactions croisées entre les différents arbovirus impliquent la réalisation, par le laboratoire de référence, de plusieurs analyses simultanément pour confirmer le diagnostic.

Type d'échantillon, quantité, chronologie du prélèvement et conservation



Le type et la quantité d'échantillons à prélever va dépendre du laboratoire de référence. A vérifier au préalable.

Tableau 2.6 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Chikungunya

Type de test	Chronologie de prélèvement	Type d'échantillon	Délai avant centrifugation et séparation	Conservation de l'échantillon après séparation	Délai maximum entre le prélèvement et l'arrivée au laboratoire de référence	Température d'envoi
RT-PCR	Dans les 7 premiers jours après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 2 heures après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Minimum 2 spots DBS (sang veineux)	DBS secs (3-4 h de séchage)	Idéalement : +2 °C à +8 °C ou < 25 °C sans lumière ni humidité	1 semaine	+15 °C à +25 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Urine : 1 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
Sérologie	A partir du 5 ^e jour après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 24 h après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	2 semaines (idéalement : 1 semaine)	+2 °C à +8 °C
		Minimum 2 spots DBS (sang veineux)	DBS secs (3-4 h de séchage)	Idéalement : +2 °C à +8 °C ou < 25 °C sans lumière ni humidité	2 semaines	+15 °C à +25 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	2 semaines	+2 °C à +8 °C
Culture virale	Dans les 7 premiers jours après l'apparition des symptômes	Sérum : 2 mL ou Plasma : 2 mL	Séparer le sérum ou le plasma dans les 2 heures après le prélèvement	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		LCR : 0,5 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C
		Urine : 1 mL	NA	+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C

- **Sérum** : utiliser un tube Vacutainer® sec/rouge de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de sérum dans un cryotube (si besoin de plus de sérum, prélever plusieurs tubes).
- **Plasma** : utiliser un tube Vacutainer® EDTA/violet de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de plasma dans un cryotube (si besoin de plus de plasma, prélever plusieurs tubes).
- Éviter l'hémolyse (critère de rejet de l'échantillon).

Procédure du prélèvement

- **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).
- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - prélèvement d'échantillon de sang veineux avec un système Vacutainer®, voir [Section 3.2.1](#).
 - préparation de sérum et de plasma, voir [Section 3.3](#) et [Section 3.4](#).
 - prélèvement de taches de sang séché (DBS), voir [Section 3.2.4](#).
 - prélèvement de LCR, voir [Section 3.10.1](#) et transfert de LCR dans un cryotube, voir [Section 3.10.3](#).
 - prélèvement d'urines, voir [Section 3.7](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Arboviroses (Chapitre 5, [Section 5.1](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par le virus Chikungunya sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.3](#)).

2.2 COVID-19

Pathologie

La COVID-19 est provoquée par le virus SARS-CoV-2 (famille des *Coronaviridae*) responsable d'une pandémie mondiale déclarée par l'OMS le 11 mars 2020.

Dans la plupart de cas, la maladie est asymptomatique ou peu symptomatique avec des symptômes pseudo-grippaux. Les symptômes les plus communs sont : une fièvre, une toux sèche et une fatigue. Elle peut provoquer une pneumopathie avec détresse respiratoire chez les patients à risque (obésité, diabète, hypertension artérielle, bronchopathie chronique).

D'après les connaissances actuelles (début 2021), la pathologie semble avoir 3 phases : une phase d'incubation qui dure 5 jours en moyenne après le premier contact, une phase symptomatique qui débute vers le 5^e jour et dans certains cas, une phase d'aggravation des symptômes respiratoires vers le 7^e ou 8^e jour, pouvant entraîner un décès dans certains cas. Ces informations devront être actualisées en fonction de l'évolution des connaissances.

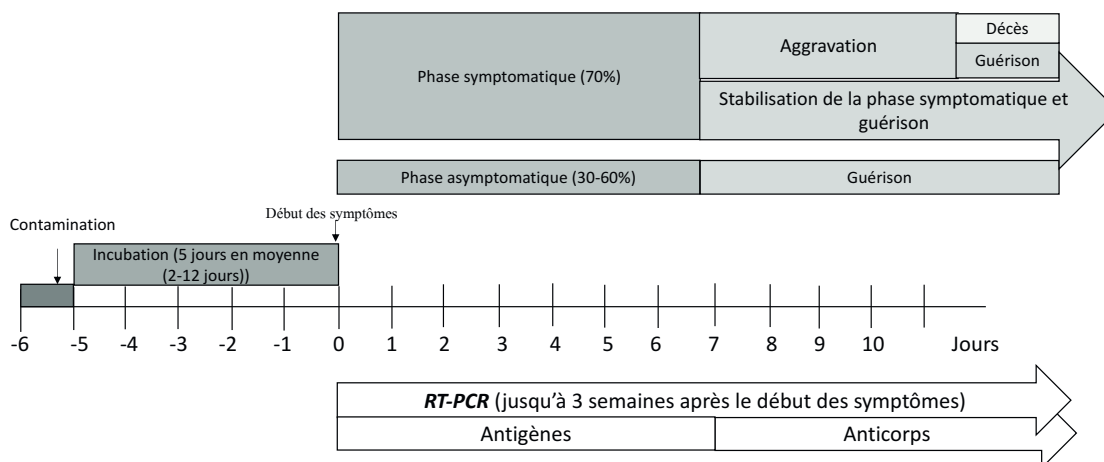


Figure 2.7 - Évolution clinique de la COVID-19 et chronologie des prélèvements

Méthodes disponibles

- Technique directe (de référence) : **RT-PCR**.
- Il existe des tests rapides, dits tests antigéniques qui identifient des protéines du virus. Ces tests semblent détecter de hautes charges virales. Ces tests seraient à faire en première intention directement auprès du patient, car les antigènes ont une faible stabilité.
- Il existe également des tests de détection des anticorps IgM/IgG qui permettent d'évaluer l'exposition à la maladie. Ils ne permettent pas de faire un diagnostic de la maladie. Ces tests ne sont actuellement pas recommandés par l'OMS. Pour connaître les avancées des tests et leurs indications, se référer au référent de laboratoire de la section opérationnelle.

Type d'échantillon, quantité, chronologie de prélèvement et conservation

Il faut prélever un écouvillon nasopharyngé et un écouvillon oro-pharyngé, qui sont à envoyer au laboratoire dans le même tube de milieu de transport. Cependant, si un seul écouvillon est disponible, privilégier un échantillon nasopharyngé (charge virale plus importante).

Spécificité des écouvillons et du milieu de transport :

– **Écouvillon**

- Écouvillon avec pointe en polyester/rayon/nylon, idéalement floqué (pas de coton)
- Manche en plastique (pas en bois)
- Stérile
- 2 écouvillons par patient (l'un avec mini-embout pour le prélèvement nasopharyngé, l'autre avec un embout normal pour le prélèvement oropharyngé)

– **Milieu de transport viral (1 par patient)**

- 1, 2 ou 3 mL de milieu de transport viral isotonique aux cellules hôtes de mammifères, supplémenté en antibiotiques pour inhiber la croissance des bactéries et des levures concurrentes.
- Ne peut pas contenir de la thiocyanate de guanidium (= toxique).

Les écouvillons et milieux de transport doivent être conformes à la norme CLSI M40-A.

Tableau 2.7 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – COVID-19

	Type d'échantillon	Chronologie des prélèvements	Température de conservation	Délai entre le prélèvement et l'arrivée au laboratoire	Température d'envoi
RT-PCR	Écouvillon nasopharyngé	Dès l'apparition des symptômes ou 7 jours après un contact connu	+2 °C à +8 °C	Maximum 12 jours	+2 °C à +8 °C
	Écouvillon oro-pharyngé				

L'OMS a publié des recommandations intermédiaires à propos du rôle potentiel des tests rapides antigéniques pour le diagnostic de la COVID-19, ainsi que de la nécessité d'être prudent pour le choix de ces tests (voir les dernières recommandations, <https://www.who.int/fr/emergencies/diseases/novel-coronavirus-2019/technical-guidance>).

Procédure du prélèvement

- **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).
- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - prélèvement d'écouvillon nasopharyngé, voir [Section 3.5.2](#).
 - prélèvement d'écouvillon oro-pharyngé, voir [Section 3.5.3](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen COVID-19 (Chapitre 5, [Section 5.2](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par le virus de la COVID-19 sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir [Chapitre 6, Section 6.3](#)).

2.3 Fièvres hémorragiques virales



Les fièvres hémorragiques virales (FHV) sont très contagieuses et nécessitent des moyens de protection individuelle complets et spécifiques pour tous les prélèvements (se référer au [Chapitre 4](#) pour toutes les recommandations).

Pathologies

Ce sont des pathologies graves provoquées par différents virus, et souvent associées à des signes hémorragiques, en particulier : les virus de la famille des *Arenaviridae* (fièvres de Lassa, Junin et Machupo), de la famille des *Bunyaviridae* (fièvre hémorragique de Crimée-Congo, fièvre de la vallée du Rift, fièvre hémorragique de Hantaan), de la famille des *Filoviridae* (Ebola et Marburg) et de la famille des *Flaviviridae* (fièvre jaune, dengue, fièvre hémorragique d'Omsk, fièvre de la forêt de Kyasanur).

Certaines sont des arboviroses transmises par des moustiques ou des tiques (fièvre hémorragique de Crimée-Congo, fièvre de la vallée du Rift, fièvre jaune, dengue). D'autres sont transmises par des rongeurs (fièvre de Lassa), par des contacts avec la viande de singe (viande de brousse) ou par des chauves-souris (Ebola, Marburg). Il existe un risque de transmission interhumaine pour les FHV suivantes : Ebola, Marbourg, fièvre de Lassa, fièvre hémorragique de Crimée-Congo.

2.3.1 Fièvre de Lassa

La fièvre de Lassa est une pathologie asymptomatique dans 80% des cas. Dans 20% des cas, elle débute progressivement et peut provoquer une atteinte multi viscérale (reins, rate, foie). La létalité est basse, autour de 1%⁷. Lorsque la contamination se fait au 3^e trimestre de grossesse, il y a un risque de mort fœtale dans 80% des cas et un risque important de décès maternel⁸. La pathologie dure généralement 1 à 4 semaines et se transmet par le contact avec les excréta de rongeurs (qui sont le réservoir), ou par l'intermédiaire de matériel médical contaminé ou par contamination interhumaine (liquides biologiques). La fièvre de Lassa peut provoquer de petites épidémies nosocomiales.

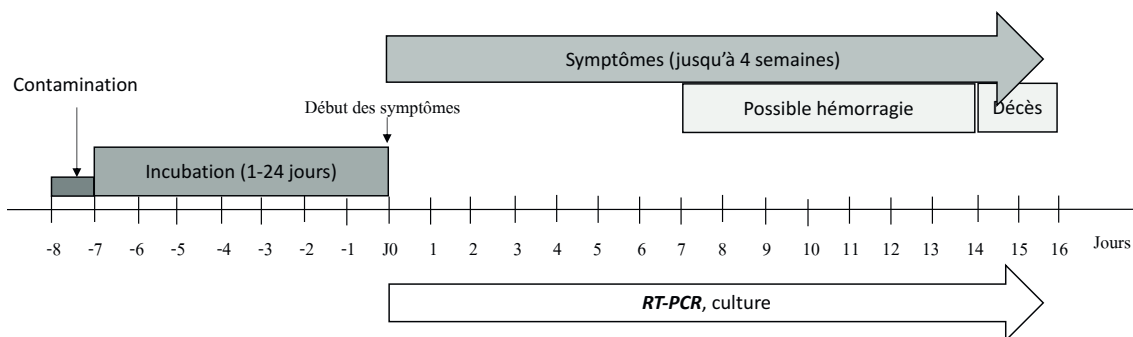


Figure 2.8 - Évolution clinique de la fièvre de Lassa et chronologie de prélèvements

2.3.2 Filovirus : maladies à virus Ebola et Marburg

Pathologie

Ebola et Marburg sont des pathologies graves, très souvent mortelles (létalité allant jusqu'à 90% pour Ebola⁹ et 88% pour Marburg¹⁰). Elles sont transmises à l'homme par contact lors de la manipulation avec de la viande de singe contaminée ou des excréta de chauves-souris (qui sont le réservoir). La transmission interhumaine se fait par contact direct avec des liquides biologiques de patients symptomatiques ou par contact avec des surfaces ou du matériel souillés. Après une incubation de 2 à 21 jours dans le cas d'une maladie à virus Ebola, le patient présente une fatigue fébrile qui peut évoluer vers des signes hémorragiques internes et/ou externes dans certains cas. La contagion commence dès les premiers symptômes.

L'incubation dure de 2 à 21 jours pour la maladie à virus Marburg et le début de la maladie est brutal avec fièvre élevée et malaise sévère. Après 5 à 7 jours, des signes hémorragiques sévères peuvent se développer, entraînant le décès du patient.

Les virus Ebola et Marburg restent présents dans les liquides biologiques (urines, placenta, liquide amniotique, lait maternel, sperme etc.) plusieurs semaines ou mois après la guérison du patient. Les corps de patients infectés par ces pathogènes restent contagieux après le décès.

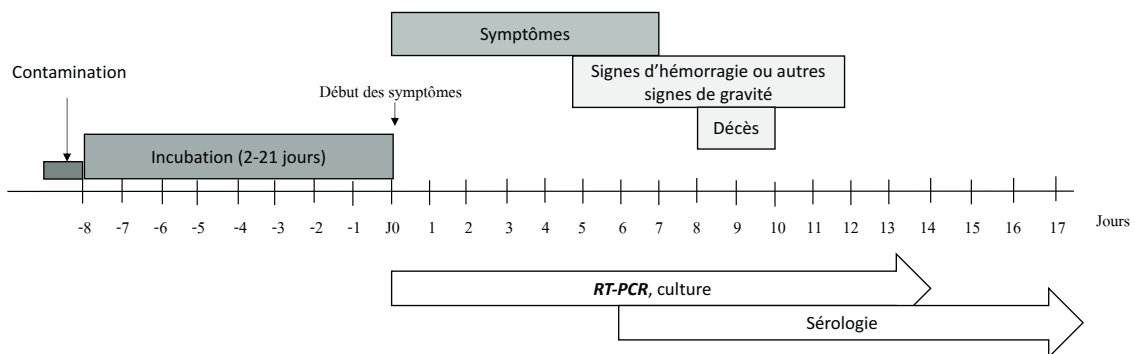


Figure 2.9 - Évolution clinique de la maladie à virus Ebola et Marburg et chronologie des prélèvements

2.3.3 Fièvre de la vallée du Rift

Pathologie

La fièvre de la vallée du Rift (FVR) est une zoonose virale (*Bunyaviridae*) qui peut être transmise à l'homme soit par des piqûres de moustiques (genres *Aedes* et parfois *Culex*) soit par l'exposition au sang (aérosol lors d'abattage d'animaux, blessures), à des fluides corporels, à des tissus d'animaux infectés.

L'infection peut être sévère pour quelques patients (moins de 2% de forme oculaire, moins de 1% de forme méningo-encéphalite et moins de 1% de forme hémorragique). La létalité globale est faible (moins de 1%)¹¹.

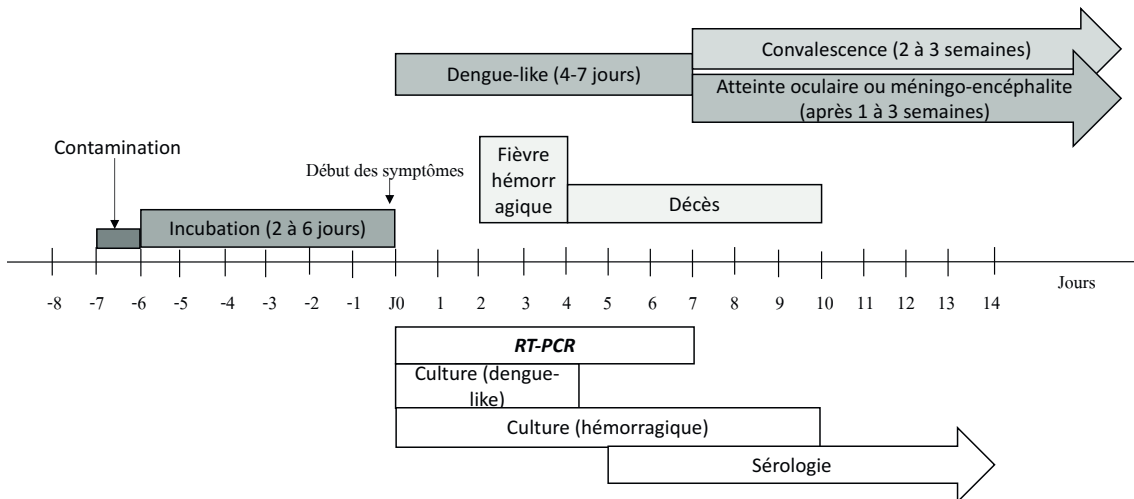


Figure 2.10 - Évolution clinique de la fièvre de la vallée du Rift et chronologie de prélèvements

2.3.4 Fièvre hémorragique de Crimée-Congo

Pathologie

La fièvre hémorragique de Crimée-Congo (FHCC) est une maladie provoquée par un *Bunyaviridae*. Elle est transmise à l'homme par une morsure de tique ou par le contact avec des tissus ou du sang d'animaux infectés par ces tiques. Cette maladie peut provoquer des petites épidémies nosocomiales avec des létalités allant de 10 à 40%¹². Les patients atteints de la FHCC peuvent présenter des signes hémorragiques par coagulation intravasculaire disséminée, une insuffisance pulmonaire, une insuffisance hépatorénale et/ou un coma.

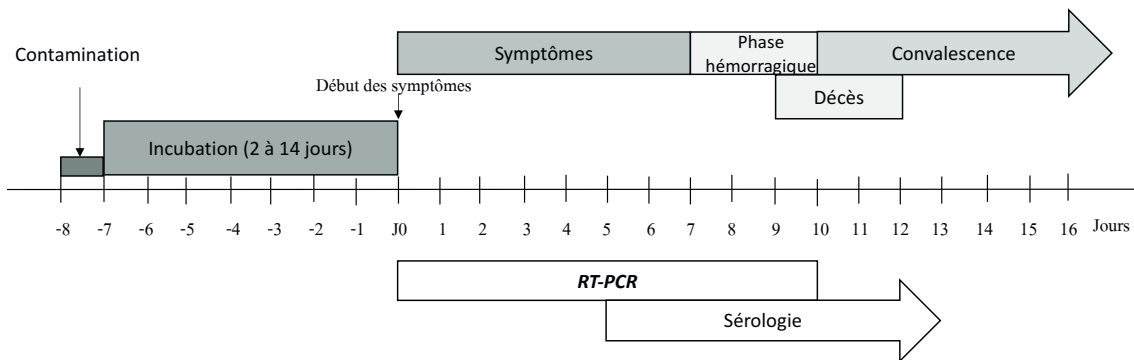


Figure 2.11 - Évolution clinique de la fièvre hémorragique de Crimée-Congo et chronologie des prélèvements

Méthodes disponibles de diagnostic pour toutes les FHV

- EBOLA-souche Zaire : méthode GeneXpert® avec cartouche adéquate
- Toutes les fièvres hémorragiques : **techniques de PCR conventionnelles ou à partir de kits non commerciaux**
- Techniques indirectes : ELISA IgM/IgG, séroneutralisation

Échantillons à prélever et conditions du prélèvement

– Type d'échantillon et conservation

Tableau 2.8 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Fièvres hémorragiques virales

Type d'échantillon	Patient	Milieu de transport	Température de conservation	Délai pour envoi au laboratoire de référence	Température de transport
4 mL de sang veineux total – non hémolysé	Patient symptomatique	NA	+2 °C à +8 °C	Dès que possible (jusqu'à une semaine)	+2 °C à +8 °C
Sang capillaire – quantité maximale – non hémolysé	Si sang veineux non prélevable	NA	+2 °C à +8 °C	48 à 72 heures	+2 °C à +8 °C
Ecouvillon de la muqueuse buccale (EBOLA UNIQUEMENT)	Sur un patient décédé ou si prélèvement sanguin impossible sur un patient symptomatique	Milieu de transport viral	+15 °C à +25 °C	24 heures	+15 °C à +25 °C
			+2 °C à +8 °C	1 semaine	+2 °C à +8 °C

Sang veineux total : tube EDTA/violet 4mL (rempli jusqu'à la limite indiquée). En cas d'hémolyse, l'échantillon pourra être rejeté.

D'autres prélèvements peuvent être réalisés après concertation avec le laboratoire de référence (par ex : urine, LCR, sérum, biopsies) et peuvent nécessiter des conditions d'envoi particulières.

– Chronologie de prélèvement

Faire le prélèvement de préférence sur un patient fébrile.

Pour Ebola et Marburg, du fait d'une virémie faible en début de la maladie, on ne peut exclure une infection par ces virus que si la RT-PCR a été effectuée 5 jours ou plus après le début des symptômes. Dans le cas contraire une seconde RT-PCR doit être effectuée 48h après la première RT-PCR.

Procédure du prélèvement



Il est impératif de réaliser le moins de manipulations possibles sur l'échantillon et de suivre les règles de protection individuelle lors d'une suspicion de fièvre hémorragique. Se référer au référent technique pour plus de détails.

– Hygiène : voir [Chapitre 4](#).

Il faut porter l'équipement de protection individuelle :

- Double paire de gants
- Blouse/surblouse ou combinaison
- Calot ou cagoule, masque FFP2/N95, lunettes de protection
- Tablier imperméable
- Bottes en caoutchouc

Après le prélèvement et le déshabillage, lavage des mains gantées avec de l'eau chlorée à 0,5% puis à l'eau et au savon après le retrait des 2 paires de gants.

Les déchets du laboratoire doivent d'abord être inactivés chimiquement (par eau chlorée à 0,5-1%), puis placés dans un premier container étanche. Celui-ci doit ensuite être placé dans un second container pour être transporté vers la zone d'incinération du centre de traitement.

Les piquants et tranchants liés aux prélèvements doivent être jetés dans les boîtes à aiguilles, et les autres déchets, dans des sacs poubelles vaporisés avec de l'eau chlorée à 0,5%, puis incinérés.

– **SOP** : voir [Chapitre 3](#).

- prélèvement d'échantillon de sang veineux avec un système Vacutainer® dans le cas d'une suspicion de fièvre hémorragique virale, voir [Section 3.2.2](#).
- écouvillonnage buccal sur milieu de transport viral, voir [Section 3.5.5](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche de demande examen pour les FHV (Chapitre 5, [Section 5.3](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Tous les prélèvements pour un diagnostic de FHV (Ebola, Marburg, Lassa, fièvre de la vallée du Rift et fièvre hémorragique Crimée-Congo) sont de la catégorie A et doivent être transportés comme substances infectieuses avec le numéro UN2814 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.4](#)).

Laboratoire de référence



Il est impératif de prendre contact avec les référents de laboratoire au siège avant tout envoi de prélèvement.

2.4 Hépatite E

Pathologie

L'hépatite E est une maladie due à 4 géotypes du virus de l'hépatite E (VHE), de la famille des *Hepaviridae*. Elle se transmet par voie féco-orale et est responsable de flambées épidémiques, en particulier dans les camps de personnes déplacées ou réfugiées. Des formes sévères avec un tableau clinique d'hépatite fulminante (insuffisance hépatique aiguë) peuvent être observées dans 1% des cas pouvant aller jusqu'à 45% chez la femme enceinte¹³. La sévérité de l'infection étant maximale au 3^e trimestre de grossesse, la mortalité peut aller jusqu'à 25%^{14,15,16}.

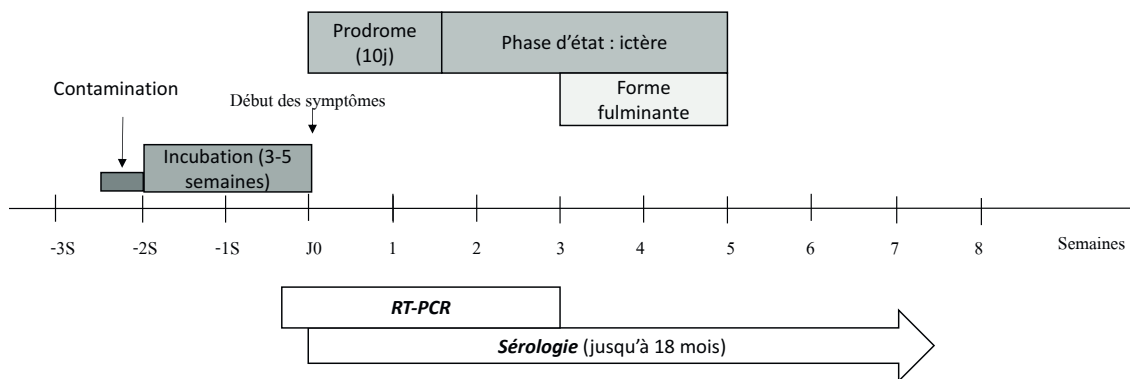


Figure 2.12 - Évolution clinique de l'hépatite E et chronologie de prélèvements

Méthodes disponibles

- Sur le terrain, il est possible d'utiliser un test de diagnostic rapide qui détecte les anticorps IgM anti-hépatite E. C'est un test d'investigation d'épidémie uniquement et non pas un test de diagnostic individuel. Il n'y a aujourd'hui aucun test de diagnostic rapide pour l'hépatite E standard pour MSF du fait du manque d'informations sur les performances des tests dans les contextes où travaille MSF. Il est possible de commander un test non-standard, uniquement après validation par le directeur médical du centre opérationnel MSF. Contactez le référent de laboratoire pour plus d'informations.
- Technique directe : **RT-PCR** quantitative et géotypage
- Technique indirecte : **sérologie** (ELISA) : recherche des IgM

Échantillons à prélever, conditions du prélèvement et conservation

Il est nécessaire de vérifier avec le laboratoire de référence le type d'échantillon attendu, ainsi que les conditions de conservation et le délai maximal entre le prélèvement et la réception des échantillons, selon les techniques utilisées.

Tableau 2.9 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Hépatite E

Analyse	Type d'échantillon	Chronologie de prélèvement	Quantité	Délai entre le prélèvement et l'arrivée au laboratoire de référence	Température de conservation et d'envoi
ELISA et RT-PCR	Sérum	Patient symptomatique (charge virale importante lors de l'ictère)	1 mL	Idéalement moins d'une semaine	+15 °C à +25 °C
	DBS avec sang capillaire ou sang veineux		5 spots	Pas de délai particulier	+15 °C à +25 °C
RT-PCR	Selles dans un pot à prélèvement non stérile		Taille d'une noix	Pas de délai particulier	+ 15 °C à +25 °C
	Selles dans un milieu de transport viral		1 écouvillon	Pas de délai particulier	+ 15 °C à +25 °C

- Sérum : utiliser un tube Vacutainer® sec/rouge de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de sérum dans un cryotube (si besoin de plus de sérum, prélever plusieurs tubes).
- Éviter l'hémolyse (critère de rejet de l'analyse).

Le virus de l'Hépatite E est très résistant et supporte d'être conservé à température ambiante durant plusieurs jours.

Procédure du prélèvement

- **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).
- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - prélèvement d'échantillon de sang veineux avec un système Vacutainer®, voir [Section 3.2.1](#).
 - préparation de sérum, voir [Section 3.3](#).
 - prélèvement de taches de sang séché (DBS), voir [Section 3.2.4](#).
 - prélèvement de selles, voir [Section 3.6](#).
 - écouvillon fécal dans milieu de transport viral, voir [Section 3.6.2](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Hépatite E (Chapitre 5, [Section 5.4](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par le virus de l'hépatite E sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.3](#)).

2.5 Poliomyélite



Maladie à déclaration obligatoire, prévenir le Ministère de la Santé et/ou l'OMS.

Pathologie

La poliomyélite est une infection virale aiguë très contagieuse, due à un poliovirus (sérotypes 1, 2 et 3) et qui touche particulièrement les enfants. Elle se transmet principalement par voie féco-orale. Ce virus envahit le système nerveux. La maladie est asymptomatique dans 90% des cas et dans les 10% restants elle peut provoquer des symptômes en quelques heures, allant dans 1 à 2% des cas jusqu'à une paralysie flasque asymétrique, principalement au niveau des membres inférieurs¹⁷.

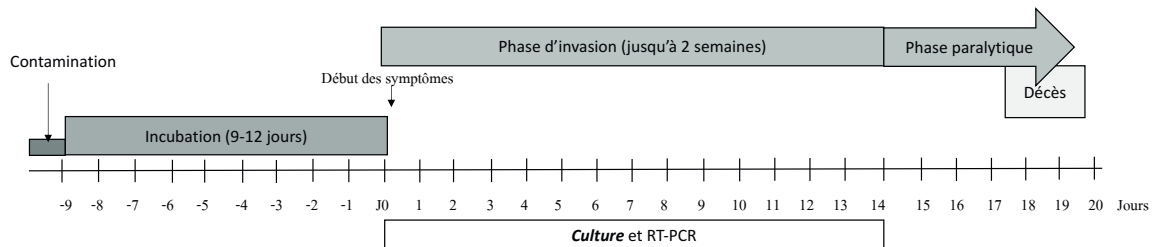


Figure 2.13 - Évolution clinique de la poliomyélite et chronologie des prélèvements

Méthodes disponibles

- Techniques directes : **culture** et RT-PCR

Échantillons à recueillir, conditions de prélèvement et de conservation

– Type d'échantillon

Les selles doivent être recueillies dans un pot à selles **stérile**.

Tableau 2.10 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Poliomyélite

Type d'échantillon	Quantité	Durée et conditions de conservation	Délai pour envoi au labo de référence	Température de transport
Selles : les échantillons doivent être prélevés pendant les 2 premières semaines des symptômes durant la phase d'invasion, à 48h d'intervalle.	Taille d'une noix ou de la 1 ^{re} phalange du pouce adulte	Entre +2 °C et +8 °C dans les heures suivant le prélèvement	1 semaine entre le prélèvement et l'arrivée au laboratoire	+2 °C à +8 °C

Procédure du prélèvement

- **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).
- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - prélèvement de selles, voir [Section 3.6.1](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir la fiche demande examen Poliomyélite (Chapitre 5, [Section 5.5](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par le virus de la poliomyélite sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.3](#)).

2.6 PoxVirus

Pathologie

Il existe plusieurs poxvirus qui touchent l'homme dont le virus de la variole (smallpox), le virus de la monkeypox (ou variole du singe) et le virus de la cowpox (ou variole de la vache) et qui sont tous des orthopoxvirus.

La **variole** se présentait sous 2 formes : la variole majeure et la mineure ou alastrim. L'OMS a déclaré l'éradication de la variole en 1980.

La **monkeypox** ressemble à la variole mais avec des symptômes moins graves. Le patient présente, après un épisode de fièvre, de céphalées et d'asthénie, une éruption cutanée qui évolue de macules en papules, en vésicules, en pustules puis en croûtes en 2 semaines environ. Les lésions sont toutes du même âge sur un même territoire (face, paumes et palmes et parfois muqueuses). La létalité ne dépasse pas 10 % et touche surtout les enfants¹⁸. La transmission se fait par le contact avec du sang, liquides biologiques, lésions cutanées ou muqueuses d'animaux infectés (singes, rongeurs) ou contact très rapproché avec des sécrétions infectées des voies respiratoires ou des lésions cutanées d'un patient ou même d'objets récemment contaminés par des liquides biologiques provenant d'une lésion d'un patient. La maladie sévit essentiellement en zone rurale forestière.

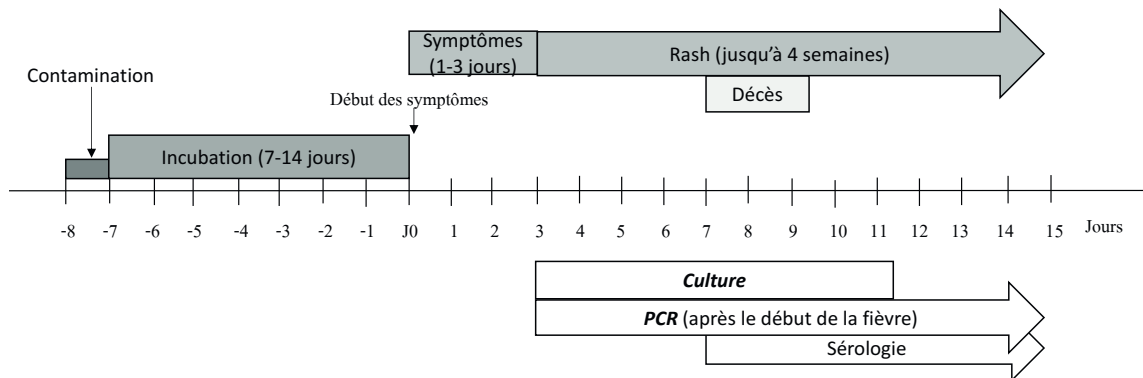


Figure 2.14 - Évolution clinique de la monkeypox et chronologie de prélèvements

La **cowpox** se transmet par contact cutané entre l'animal et l'homme. Elle se présente sous forme de macules érythémateuses douloureuses avec œdème, au niveau du visage, du cou et des mains, qui évoluent en lésions ulcéro-nécrotiques.

Méthodes disponibles

- Techniques directes : **culture** et **PCR**. A privilégier.
- Technique indirecte : ELISA (IgG, IgM). Des réactions croisées sont possibles, ce qui peut rendre difficile l'interprétation des résultats.

Échantillons à prélever et conditions du prélèvement



En cas de suspicion d'infection par le virus de la monkeypox, il faut contacter le laboratoire de référence qui délivre l'**autorisation d'envoi** et précise le type d'échantillon souhaité ainsi que la nécessité ou non d'avoir un milieu de transport viral.

– Type d'échantillons, conditions de prélèvement et de conservation

Le type d'échantillon à prélever dépend du stade d'évolution de la maladie.

Les échantillons cutanés prélevés au moment du rash sont à privilégier car riches en particules virales.

Tableau 2.11 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Poxvirus

Type de test	Types et quantité d'échantillons	Chronologie des prélèvements	Conditions de conservation	Délai maximal entre le prélèvement et l'arrivée au labo	Températures de conservation et d'envoi
Culture et PCR	Écouvillons de liquide de vésicule ou pustule Prélever 2 lésions avec 1 écouvillon par lésion.	Vésicules et pustules présentes	Transférer immédiatement l'écouvillon dans le milieu de transport (si applicable)	1 semaine	Idéalement +2 °C à +8 °C
				3 jours	+15 °C à +25 °C et à l'abri lumière
	Croûtes et membranes recouvrant la vésicule Prélever 4 croûtes : 2 croûtes dans 2 localisations différentes du corps.	Lorsque des croûtes sont présentes	Chaque croûte dans un cryotube stérile	Idéalement +2 °C à +8 °C	1 semaine
				3 jours	+15 °C à +25 °C et à l'abri lumière
PCR	Sérum : 1 mL	Après le début de la fièvre	NA	1 semaine	+2 °C à +8 °C
Sérologie	Sérum : 1 mL	A partir de 4 jours après le début du rash	NA	1 semaine	+2 °C à +8 °C

- Sérum : utiliser un tube Vacutainer® sec/rouge de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de sérum dans un cryotube (si besoin de plus de sérum, prélever plusieurs tubes).
- Eviter l'hémolyse (critère de rejet de l'analyse).

Pour éviter les contaminations croisées, il faut que chaque échantillon (croûte, membrane) soit conservé individuellement dans un tube.

– Milieu de transport

Selon le laboratoire de référence, les écouvillons peuvent être transportés dans un milieu de transport viral^a. Il est nécessaire de contacter le laboratoire de référence avant de prélever les échantillons pour s'assurer s'il faut prévoir un milieu de transport.

Procédure du prélèvement

– Hygiène : voir Chapitre 4.

Le personnel en contact avec les patients suspectés de monkeypox doit porter un équipement de protection individuel comprenant :

- des gants,
- une blouse et une surblouse ou combinaison jetable,
- un appareil de protection respiratoire (FFP2/N95),
- une protection faciale ou des lunettes de protection.

^a ou VTM en anglais : viral transport medium

- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - prélèvement d'échantillon de sang veineux avec un système Vacutainer[®], voir [Section 3.2.1](#).
 - préparation de sérum, voir [Section 3.3](#).
 - prélèvement de croûtes, voir [Section 3.8.3](#).
 - écouvillonnage de liquide de lésion, voir [Section 3.8.2](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Poxvirus (Chapitre 5, [Section 5.6](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les prélèvements biologiques pour un diagnostic ou suivi biologique d'une monkeypox appartiennent à la catégorie A. Ils doivent être transportés comme substance infectieuse et portent le numéro UN2814 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.4](#)).

2.7 Rougeole et rubéole

Pathologie

La **rougeole** est une infection virale aiguë très contagieuse, due à un virus de la famille des *Paramyxoviridae*. La transmission du virus s'effectue par voie aérienne.

La maladie se présente en 2 phases : une phase d'invasion ou catarrhale (de 2 à 4 jours) puis une phase éruptive (de 4 à 6 jours). Les complications sont variables (neurologiques, oculaires, digestives, respiratoires) et présentes dans 70 à 80% des cas de rougeole¹⁹. Les décès sont dus à ces complications.

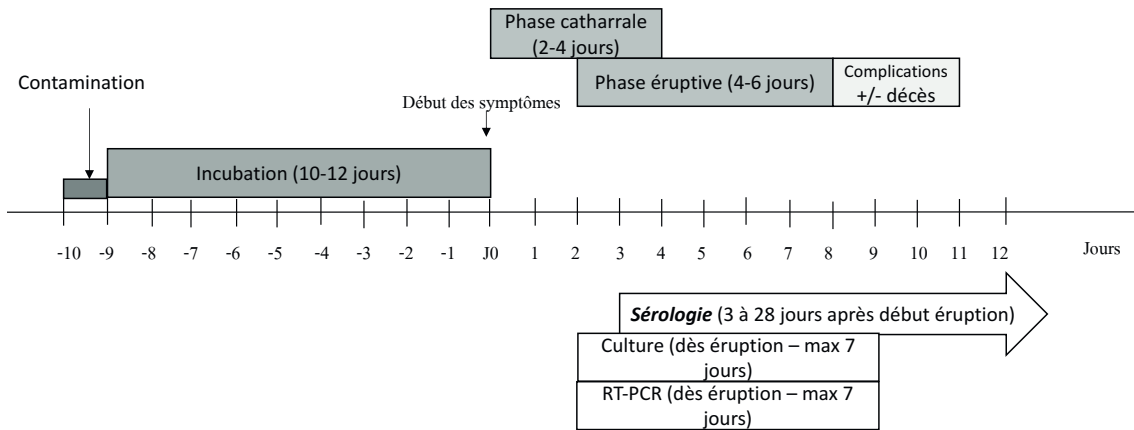


Figure 2.15 - Évolution clinique de la rougeole et chronologie des prélèvements

La **rubéole** est une infection virale aiguë contagieuse, due à un virus de la famille des *Togaviridae*. Il se transmet par les sécrétions des voies aériennes. Les symptômes sont assez semblables à ceux de la rougeole avec fièvre et éruptions cutanées mais moins sévères et avec peu de complications. Cette infection est particulièrement dangereuse au cours du premier trimestre de la grossesse car elle peut entraîner des fausses couches, des morts fœtales et des malformations congénitales.

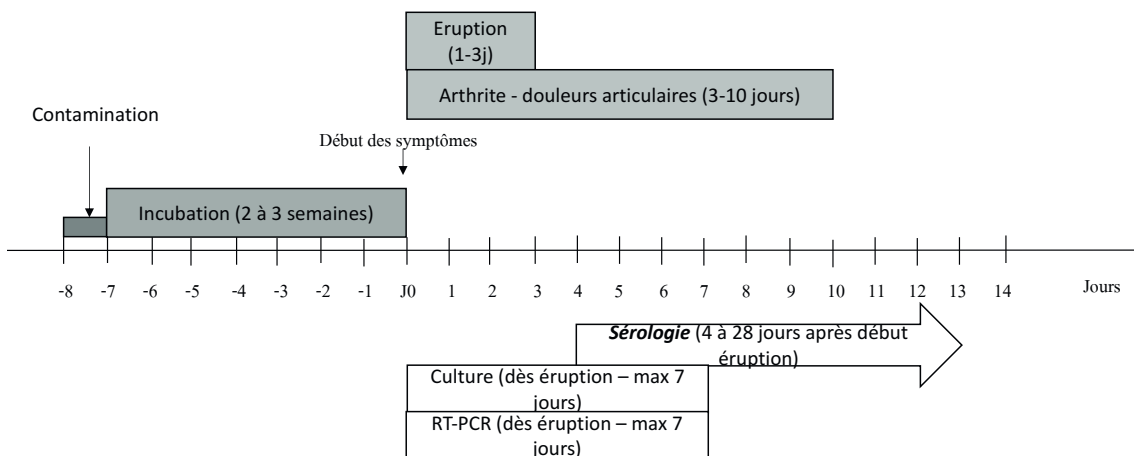


Figure 2.16 - Évolution clinique de la rubéole et chronologie des prélèvements

**La confirmation biologique est obligatoire pour toute déclaration d'épidémie.**

Une fois l'épidémie déclarée dans une zone géographique, il n'y a plus besoin de confirmer chacun des cas biologiquement, seule la clinique suffit. En cas de résultats négatifs pour la recherche de rougeole, une recherche de rubéole doit systématiquement être réalisée.



Se référer au guide [Prise en charge d'une épidémie de rougeole](#), MSF.

Méthodes disponibles

- Technique indirecte : **sérologie** : présence d'IgM (ELISA). Il s'agit de la méthode de référence pour l'investigation d'épidémie.
- Les techniques directes (RT-PCR, séquençage et culture) ne sont pas des outils diagnostiques mais sont utilisés pour étudier le génome ou isoler le virus. Les échantillons pour ces analyses ne sont pas détaillés dans ce guide.

Échantillons à recueillir, conditions de prélèvement et de conservation

Tableau 2.12 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Rougeole et Rubéole

Type d'échantillons pour ELISA	Quantité à prélever	Chronologie de prélèvement	Conditions de conservation avant envoi	Durée avant arrivée au laboratoire	Conditions d'envoi
Sérum ou plasma (selon la technique du laboratoire de référence)	Prélever un tube de 4 mL de sang pour un adulte et de 2 ou 4 mL de sang pour un enfant	Entre le 3 ^e jour et le 28 ^e jour après le début de l'éruption	+2 °C à +8 °C dans l'heure qui suit la séparation du sérum/plasma	Moins de 3 jours (acceptable jusqu'à 7 jours)	+2 °C à +8 °C
DBS (sang capillaire)*	Au moins 3 spots bien remplis	Entre le 3 ^e jour et le 28 ^e jour après le début de l'éruption	Laisser sécher 3 à 4 h puis conservation idéale : + 2 °C à +8 °C dans un sachet ziplock avec gel de silice	Valable plus de 7 jours	+15 °C à +25 °C
			Laisser sécher 3 à 4 h puis conservation possible jusqu'à 42 °C, dans un sachet ziplock avec gel de silice	Jusqu'à maximum 7 jours	+15 °C à +25 °C



* Les analyses sérologiques à partir de DBS ne sont pas disponibles partout. Il faut se renseigner au préalable auprès du laboratoire.

- Sérum : utiliser un tube Vacutainer® sec/rouge de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de sérum dans un cryotube (si besoin de plus de sérum, prélever plusieurs tubes).
- Plasma : utiliser un tube Vacutainer® EDTA/violet de 4 mL et transférer au minimum 1,5 mL de plasma dans un cryotube (si besoin de plus de plasma, prélever plusieurs tubes).
- Éviter l'hémolyse (critère de rejet de l'analyse).

Procédure du prélèvement

– **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).

La rougeole se transmet par voie aérienne. Les aérosols en suspension dans l'air restent contagieux durant 30 minutes. Un appareil de protection respiratoire (FFP2/N95) est nécessaire pour les personnes non vaccinées.

– **SOP** : voir [Chapitre 3](#).

- prélèvement d'échantillon de sang veineux avec un système Vacutainer®, voir [Section 3.2.1](#).
- préparation de sérum et plasma, voir [Section 3.3](#) et [Section 3.4](#).
- prélèvement de taches de sang séché (DBS), voir [Section 3.2.4](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Rougeole et Rubéole (Chapitre 5, [Section 5.7](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par le virus de la rougeole ou la rubéole sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.3](#)).

Les DBS sont exempts de ces réglementations IATA.

2.8 Choléra

Pathologie

Le choléra est une infection intestinale aiguë très contagieuse pouvant être létale causée par le *Vibrio cholerae* de sérotype O1 ou O139. Elle se présente sous la forme d'une diarrhée aqueuse très abondante à début brutal qui peut rapidement entraîner une déshydratation sévère et le décès si la prise en charge n'est pas rapidement appropriée.

👉 Se référer au guide [Prise en charge d'une épidémie de choléra](#), MSF.

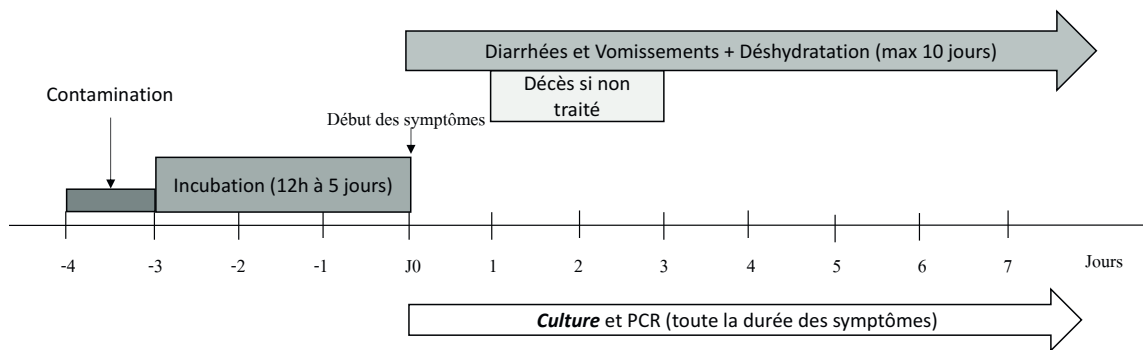


Figure 2.17 - Évolution clinique du choléra et chronologie de prélèvements

Méthodes disponibles (uniquement pour l'investigation de l'épidémie)

- Sur le terrain, il est possible de réaliser un TDR (test antigène) qualitatif à partir d'un échantillon de selles. C'est un test d'investigation d'épidémie uniquement et il ne permet pas le diagnostic individuel. Actuellement il n'y a aucun test rapide cholera pré-qualifié par l'OMS et aucun test n'est disponible comme standard dans le catalogue MSF. Il est cependant possible de commander le test comme article non-standard, uniquement après validation par le directeur médical du centre opérationnel MSF. Si besoin, contacter le référent de laboratoire.
- Techniques directes : **culture** et antibiogramme, PCR, test antigène.
- Détermination du sérotype par agglutination et du sérotypage pour le O1.

Échantillons à prélever, conditions de prélèvement et conservation

– Type d'échantillon

Prélèvement de selles non chlorées directement auprès du patient (ne pas utiliser les selles provenant des seaux qui sont généralement chlorés).

– Chronologie de prélèvement

Les échantillons doivent être collectés au moment des diarrhées, idéalement moins de 4 jours après l'apparition des symptômes (pour assurer une charge bactérienne élevée) et avant tout traitement antibiotique.

Tableau 2.13 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Choléra

Type de prélèvement	Durée et condition avant inoculation dans le milieu de transport	Quantité	Milieu de transport	Conservation avant envoi	Durée entre le prélèvement et l'arrivée au laboratoire de référence	Température d'envoi
Selles non chlorées	Maximum 5 heures à 15-20 °C, non desséché	1 écouvillon bien imbibé	Cary Blair®*	< 30 °C** à l'abri de la lumière du soleil	Idéal : 24h et maximum 1 semaine pour le Cary Blair® Maximum 2 semaines pour le papier filtre dans du sérum physiologique	+15 °C à +25 °C**
		1 papier filtre bien imbibé	2 ou 3 gouttes de sérum physiologique			

* Avant utilisation, le milieu Cary Blair® doit être conservé entre +5 °C et +25 °C.

** Les vibrions sont très résistants en milieu liquide. Ils ne supportent pas les basses températures (**ne pas mettre les échantillons en chaîne de froid**).

Procédure du prélèvement

– **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).

Si des papiers filtres sont utilisés pour recueillir les échantillons, il est important de désinfecter la pince entre chaque prélèvement et à la fin des prélèvements.

– **SOP** : voir [Chapitre 3](#).

- prélèvement de selles sur papier filtre, voir [Section 3.6.3](#).



Il faut se renseigner en amont sur la possibilité d'utiliser le papier filtre pour les échantillons envoyés aux laboratoires nationaux ou régionaux car cette technique de recueil n'est pas utilisée partout.

- écouvillonnage fécal dans un milieu de transport, voir [Section 3.6.2](#).
- écouvillonnage rectal dans un milieu de transport, voir [Section 3.6.4](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Choléra (Chapitre 5, [Section 5.8](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par le *Vibrio cholerae* sont des échantillons de catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.3](#)).

2.9 Fièvre typhoïde

Pathologie

La fièvre typhoïde est une infection due à la bactérie *Salmonella typhi*. Elle est présente principalement dans les régions surpeuplées et dont la population a un faible accès à l'hygiène. La bactérie se multiplie dans l'organisme avant de passer dans la circulation sanguine. La maladie se transmet par voie féco-orale. L'incubation se situe entre 5 et 21 jours. Les symptômes sont variables, avec fièvre et troubles intestinaux. La maladie dure plusieurs semaines et peut provoquer une perforation intestinale, une septicémie et dans les cas les plus sévères, conduire au décès du patient.

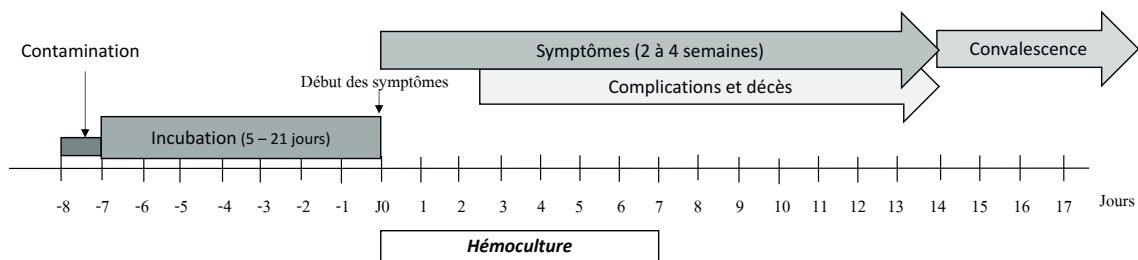


Figure 2.18 - Évolution clinique de la fièvre typhoïde et chronologie de prélèvements

Méthodes disponibles

- Techniques directes : cultures et antibiogrammes : **hémoculture** pour le diagnostic.
- Technique indirecte : le test de Widal (recherche des agglutinines O et H) n'est en aucun cas un test de confirmation diagnostique car il a une sensibilité et une spécificité faible. MSF ne recommande pas son utilisation.

Échantillons à prélever et conditions du prélèvement

- **Type d'échantillon**
Prélèvement sanguin
- **Quantité à prélever**
Hémoculture : remplir le flacon d'hémoculture selon les indications du tableau ci-dessous. La quantité doit être suffisante pour palier une charge bactérienne faible lors des fièvres typhoïdes aiguës.

Groupe d'âge	Volume de sang par flacon
Adulte et jeune ≥ 15 ans	10 mL
Enfant ≥ 2 ans	2,5-5 mL
Nourrisson < 2 ans	1-2 mL
Nouveau-né (jusqu'à 1 mois)	0,5-1 mL

– Chronologie de prélèvement, conservation et envoi des échantillons

Tableau 2.14 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Fièvre typhoïde

Chronologie du prélèvement	Milieu de transport/ culture	Durée et conditions de conservation avant inoculation	Température de conservation après inoculation (variable selon les flacons d'hémoculture) *	Délai pour l'envoi au laboratoire de référence	Durée et conditions de transport**
Dès que possible après le début des symptômes et avant le traitement antibiotique ; idéalement dans les 7 premiers jours de la maladie car la charge bactérienne est la plus importante à ce moment-là.	Pas de milieu de transport. Utiliser directement le milieu de culture.	Prélèvement dans le flacon de milieu de culture ou transfert immédiat dans le flacon de milieu de culture.	Technique manuelle (flacon de culture Liofilchem®): +36 °C + /- 1 °C	4 heures	+36 °C +/- 1 °C
			Technique automatique (BACT/Alert®) : +25 °C		+25 °C



* Se renseigner en amont auprès du laboratoire pour connaître les spécificités des flacons d'hémocultures à utiliser.

Procédure du prélèvement

- **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).
Suivre les procédures spécifiques pour le prélèvement stérile des hémocultures.
- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - prélèvement d'hémoculture, voir [Section 3.2.3](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Fièvre typhoïde (Chapitre 5, [Section 5.9](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Le délai entre le prélèvement et la réception au laboratoire devant être très court, un envoi aérien ne sera probablement pas réalisé. Pour information, les échantillons suspectés d'infection par la fièvre typhoïde, paratyphoïde ou la salmonellose sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir [Chapitre 6, Section 6.3](#)).

2.10 Shigellose

Pathologie

La shigellose est une maladie due à une bactérie appartenant au genre *Shigella* (*S. flexneri*, *S. boydii*, *S. sonnei* et *S. dysenteriae*). Les bactéries sont responsables d'une dysenterie, avec ou sans fièvre, avec des douleurs abdominales et rectales souvent violentes. Les espèces les plus fréquentes dans les pays en développement et responsables des symptômes les plus sévères sont *S. flexneri* et *S. dysenteriae* sérotype 1. *Shigella dysenteriae* type 1 (Sd1) est la seule souche pouvant provoquer des épidémies de grande ampleur et celle qui a la plus grande létalité (jusqu'à 10%)²⁰.

Ces espèces étant de plus en plus fréquemment résistantes aux antibiotiques, la réalisation d'un antibiogramme est indispensable.

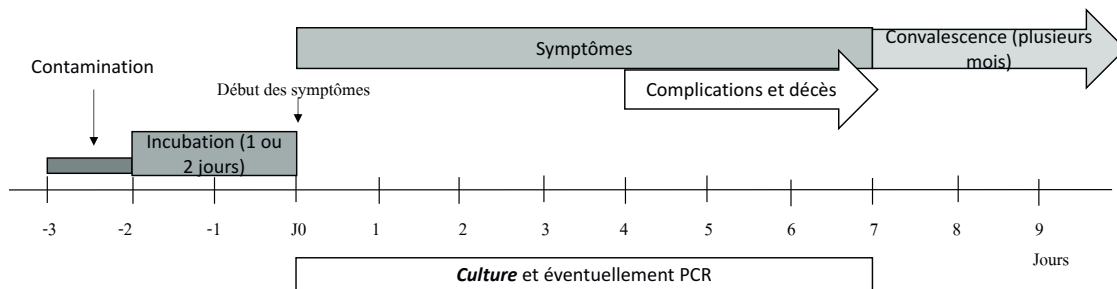


Figure 2.19 - Évolution clinique de la shigellose et chronologie de prélèvements

Méthodes disponibles

- Technique directe : **culture** suivie d'un sérogroupage/sérotypage pour l'identification de *Shigella dysenteriae* type 1 par agglutination. Dans le cas d'un résultat d'identification ambigu, une PCR peut être réalisée.

Échantillons à recueillir, conditions de prélèvement et de conservation

Tableau 2.15 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Shigellose

Type d'échantillon	Chronologie du prélèvement	Milieu de transport	Durée de conservation des échantillons avant l'inoculation dans le milieu de transport	Condition de conservation des échantillons après l'inoculation	Délai pour envoi au laboratoire de référence	Conditions de transport
Ecouvillon fécal ou éventuellement rectal	Si diarrhée muco-sanglante, avant traitement antibiotique	Amies Charbon (1 ^{er} choix – idéal pour l'isolation de <i>Shigella</i>), Cary Blair® (2 ^e choix)*	< 2 heures (bactérie très fragile)	+2 °C à +8 °C	Idéalement 3 jours	+2 °C à +8 °C

* Avant utilisation, les milieux Amies Charbon et Cary Blair® doivent être conservés entre +5 et +25 °C.

Procédure du prélèvement

- **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).
- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - écouvillon fécal dans un milieu de transport, voir [Section 3.6.2](#).
 - écouvillon rectal dans un milieu de transport, voir [Section 3.6.4](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Shigelloses (Chapitre 5, [Section 5.10](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par la dysenterie sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.3](#)).

2.11 Coqueluche

Pathologie

La coqueluche est une maladie respiratoire très contagieuse, causée par les bactéries *Bordetella pertussis* et *parapertussis*. Cette maladie peut être mortelle chez les nourrissons et/ou entraîner des complications majeures chez les jeunes enfants (pneumonies ou affections neurologiques).

La coqueluche se caractérise par trois phases après l'incubation : une phase catharrale ; une phase paroxystique, caractérisée par une toux persistante ; une phase de convalescence.

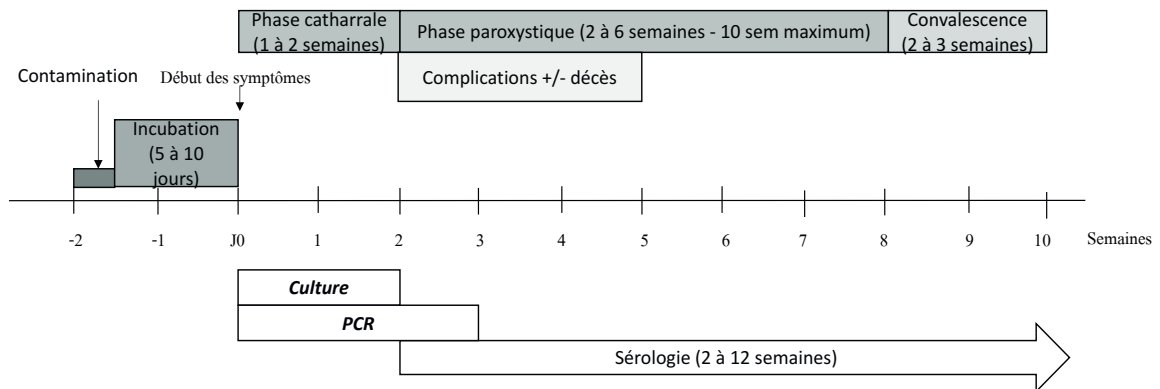


Figure 2.20 - Évolution clinique de la coqueluche et chronologie des prélèvements

Méthodes disponibles

- Techniques directes : **PCR et culture**.
- Technique indirecte : il est possible de faire un test sérologique-ELISA (cible les anticorps contre la toxine de *Bordetella pertussis*) mais il n'a pas de valeur diagnostique si le patient a été vacciné car il n'y a pas de différence entre les anticorps vaccinaux et les anticorps dus à la maladie.

Échantillons à prélever en fonction de la méthode de laboratoire et du type de prélèvements, conservation et envoi

Tableau 2.16 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Coqueluche

Test	Type d'échantillon	Quantité - Milieu transport	Chronologie de prélèvement	Température de conservation	Délai envoi au laboratoire	Température d'envoi
Culture	Aspiration nasale ou naso-pharyngée (nourrissons-enfants)	Minimum 500 microlitres dans un pot à prélèvement stérile	Dans les 2 semaines après le début des symptômes (à respecter scrupuleusement)	+15 °C à +25 °C	Idéalement dans les 48h Maximum : 5 jours	+15 °C à +25 °C
	Expectorations					
	Écouvillon naso-pharyngé	1 écouvillon dans milieu Amies Charbon*				

Test	Type d'échantillon	Quantité - Milieu transport	Chronologie de prélèvement	Température de conservation	Délai envoi au laboratoire	Température d'envoi
PCR	Aspiration nasale ou naso-pharyngée (nourissons-enfants)	Minimum 500 microlitres dans un pot à prélèvement stérile	Dans les 2 semaines après le début des symptômes (à respecter scrupuleusement)	+2 °C à +8 °C dès que possible après le prélèvement	Idéalement dans les 48h Maximum : 5 jours	+2 °C à +8 °C
	Expectorations					
	Écouvillon naso-pharyngé	1 écouvillon dans milieu Amies Charbon*				

* Avant utilisation, le milieu Amies Charbon doit être conservé entre +5 °C et +25 °C.

Bordetella pertussis et *parapertussis* sont des bactéries fragiles et doivent être transférées dans le milieu de transport (si applicable) et à basse température le plus rapidement possible.

Procédure du prélèvement

- **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).
La maladie se transmet par des gouttelettes. Le port de masque chirurgical est nécessaire.
- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - aspiration nasopharyngée, voir [Section 3.5.1](#).
 - écouvillon nasopharyngé, voir [Section 3.5.2](#).
 - expectoration, voir [Section 3.5.6](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Coqueluche (Chapitre 5, [Section 5.11](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par la coqueluche sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.3](#)).

2.12 Diphtérie



La diphtérie est très contagieuse. Il est impératif de porter un masque chirurgical et des gants lors de manipulation d'échantillons et de tout contact avec les patients.

Pathologie

La diphtérie est une infection très contagieuse due à une Corynébactérie du complexe diphtheriae (*Corynebacterium diphtheriae*, *Corynebacterium ulcerans*, *Corynebacterium pseudotuberculosis*) et à la diffusion de la toxine diphtérique dans l'organisme.

La forme respiratoire est caractérisée par la présence de « fausses membranes » blanchâtres au niveau des amygdales qui peuvent bloquer la respiration. Les autres complications dues à la toxine peuvent être cardiologiques, neurologiques ou rénales. Il existe également une forme cutanée.

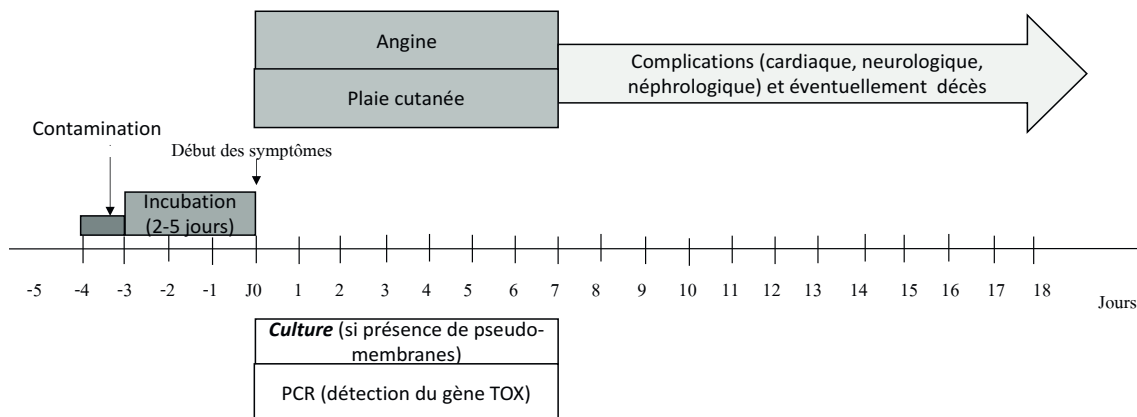


Figure 2.21 - Évolution clinique de la diphtérie et chronologie de prélèvements

Méthodes disponibles

- Techniques directes : **culture** et antibiogramme et recherche du gène de la toxine diphtérique par PCR sur les cultures.

Échantillons à recueillir, conditions du prélèvement et de conservation

Tableau 2.17 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Diphtérie

Type de pathologie	Type d'échantillon	Chronologie des prélèvements	Milieu de transport	Délai entre prélèvement et transfert dans milieu de transport	Température de conservation	Délai entre prélèvement et réception au laboratoire de référence	Température d'envoi
Angine diphtérique*	Écouvillon de gorge**	Dès l'apparition des symptômes	Amies Charbon ou Cary Blair® ***	Directement	+15 °C à +25 °C****	Dans les 48h	+15 °C à +25 °C ****
	Écouvillon nasopharyngé						
Diphtérie cutanée	Écouvillon de plaie	Dès l'apparition des symptômes	Amies Charbon ou Cary Blair® ***	Directement	+15 °C à +25 °C****	Dans les 48h	+15 °C à +25 °C ****

* Il est intéressant de prélever des échantillons sur différents sites pour augmenter les chances de confirmation biologique.

** Écouvillonner les membranes si présentes.

*** Avant utilisation, le milieu Amies Charbon et Cary Blair® doivent être conservés entre +5 °C et +25 °C.

**** Les bactéries de la diphtérie sont peu fragiles et supportent des températures allant jusqu'à 25 °C.

Procédure du prélèvement

– **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).

En cas d'angine diphtérique, la transmission se faisant par des gouttelettes, le port d'un masque chirurgical est nécessaire. Le port des gants est nécessaire.

– **SOP** : voir [Chapitre 3](#).

- écouvillon de gorge, voir [Section 3.5.4](#).
- écouvillon nasopharyngé, voir [Section 3.5.2](#).
- écouvillon de peau et de lésion, voir [Section 3.8.1](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Diphtérie (Chapitre 5, [Section 5.12](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par la diphtérie sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.3](#)).

2.13 Leptospirose

Pathologie

Zoonose due à des spirochètes du genre *Leptospira*, touchant de nombreux animaux domestiques ou sauvages, en particulier les rongeurs (rats d'égout).

La contamination humaine est généralement indirecte par contact de la peau excoriée avec l'eau contaminée par les urines des rats. Les tableaux cliniques sont divers et on distingue généralement une forme modérée (la plus fréquente) et une forme sévère (ictère et atteintes viscérales multiples). En général, la maladie se manifeste avec une apparition de fièvre brutale, des myalgies et des céphalées. Elle se présente sous forme sévère dans 5 à 10% des cas avec une létalité de 15 à 20% et jusqu'à 50% lors de complications pulmonaires^{21,22}.

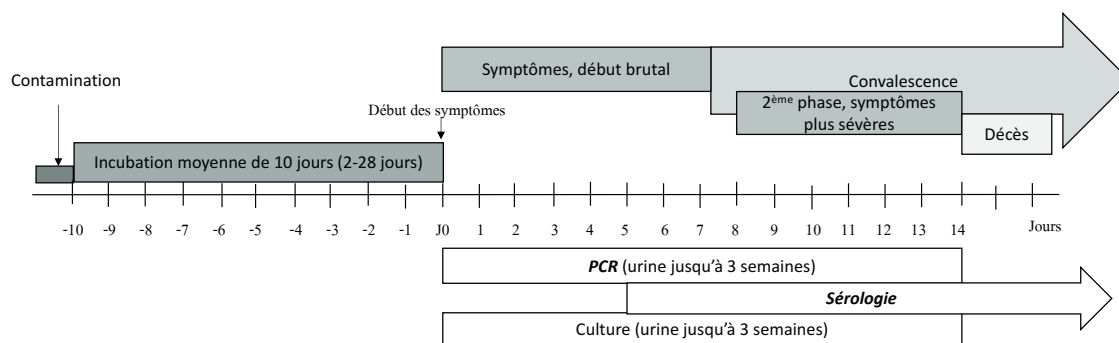


Figure 2.22 - Évolution clinique de la leptospirose et chronologie de prélèvements

Méthodes disponibles

- Technique directe : **PCR**.
- Il est également possible de réaliser des cultures. Cependant, le délai d'obtention des résultats étant de 3 mois, ce test n'est pas utilisé dans le diagnostic en cas de suspicion d'épidémie.
- Technique indirecte : **sérologie** par ELISA et micro-agglutination^a

Échantillons à prélever, conditions du prélèvement de conservation et d'envoi

Tableau 2.18 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Leptospirose

	Type d'échantillon	Chronologie des prélèvements	Température de conservation	Délai entre prélèvement et arrivée au labo	Température d'envoi
Sérologie	Sérum : 0,5 mL	A partir du 5 ^e jour après le début des symptômes. A répéter 1 à 3 semaines après selon les recommandations du laboratoire de référence.	+2 °C à +8 °C	Pas de délai particulier (idéalement moins d'une semaine)	+2 °C à +8 °C

a Microscopic Agglutination Test (MAT) en anglais.

	Type d'échantillon	Chronologie des prélèvements	Température de conservation	Délai entre prélèvement et arrivée au labo	Température d'envoi
PCR	Urine : 1 mL	Dans les 3 premières semaines après le début des symptômes. Avant antibiothérapie.	+2 °C à +8 °C	Pas de délai particulier	+2 °C à +8 °C
	Minimum 0,5 mL de sang total avec tube EDTA	Dans les 2 premières semaines après le début des symptômes. Avant antibiothérapie.	+2 °C à +8 °C	Pas de délai particulier	+2 °C à +8 °C
	LCR : 0,2 mL				

- **Sérum** : utiliser un tube Vacutainer® sec/rouge de 4 mL et transférer au minimum 0,5 mL de sérum dans un cryotube.
- Éviter l'hémolyse (critère de rejet de l'analyse).

Procédure du prélèvement

- **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).
- **SOP** : voir [Chapitre 3](#).
 - prélèvements d'échantillon sanguin veineux avec un système Vacutainer®, voir [Section 3.2.1](#).
 - préparation de sérum, voir [Section 3.3](#).
 - prélèvement d'urine, voir [Section 3.7](#).
 - prélèvement de LCR, voir [Section 3.10.1](#) et transfert dans un cryotube, voir [Section 3.10.3](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Leptospiroses (Chapitre 5, [Section 5.13](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons suspectés d'infection par la leptospirose sont des échantillons de catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir [Chapitre 6, Section 6.3](#)).

2.14 Méningites

Pathologie

La méningite bactérienne est une infection aiguë des méninges pouvant se compliquer d'une atteinte cérébrale et de séquelles neurologiques et auditives irréversibles. La transmission se fait par gouttelettes salivaires.

Les germes les plus fréquemment en cause varient selon l'âge et/ou le contexte. Dans un contexte épidémique, en région sahélienne, on est généralement en présence de méningocoques (*Neisseria meningitidis*) qui touchent des patients de toutes les classes d'âges mais principalement les personnes de moins de 30 ans.

En dehors de ces périodes, tous les germes habituellement responsables de méningite peuvent également être impliqués, en particulier chez les jeunes enfants.

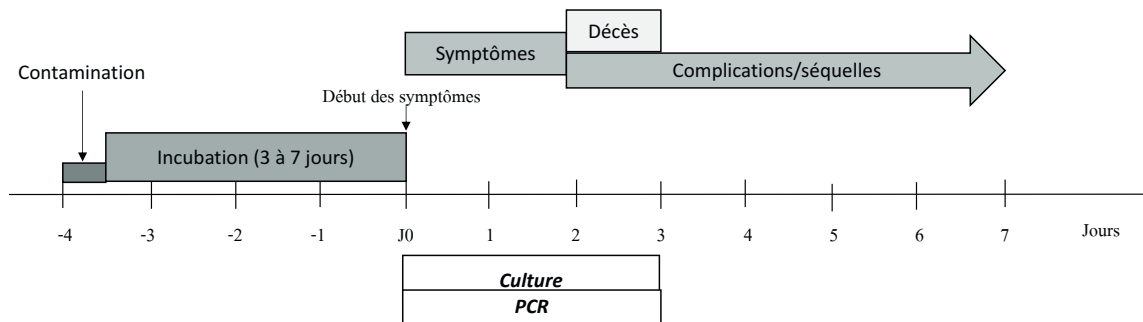


Figure 2.23 - Évolution clinique de la méningite et chronologie des prélèvements

Le sérogroupage du *N. meningitidis* en début d'épidémie est indispensable pour faire le choix du vaccin adapté à la riposte.

En contexte épidémique, une fois l'étiologie méningococcique confirmée, la ponction lombaire (PL) n'est pas systématique pour les nouveaux cas. Elle est utile pour assurer une surveillance épidémiologique complète pour documentation de la situation (suite à l'introduction d'un nouveau vaccin, apparition ou augmentation inhabituelle d'un germe etc). Le protocole de surveillance doit être discuté au cas par cas avec le département médical et les épidémiologistes.

 Se référer au guide [Prise en charge d'une épidémie de méningite à méningocoque](#), MSF.

Méthodes disponibles

- Sur le terrain, il est possible de réaliser un test d'identification des bactéries (type Pastorex®) pour la recherche d'antigène spécifique par test d'agglutination latex (conservation de l'échantillon en chaîne de froid, pendant maximum 48h). Ce test est utilisé pour confirmer une épidémie et non pour un diagnostic individuel, ni pour une déclaration d'épidémie. Il est également possible de réaliser des analyses complémentaires sur le LCR (Gram, test de Pandy, numération des cellules sanguines et dosage du glucose dans le LCR).

 Voir [Manuel de laboratoire](#), MSF.

- Techniques directes : examen direct (Gram), test antigène, **PCR**, **culture**, antibiogramme, typage / identification du clone.

Échantillons à prélever, conditions du prélèvement et de conservation

Tableau 2.19 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Méningites

Type de test	Type d'échantillon et quantité	Chronologie des prélèvements	Milieu de transport	Conditions de conservation avant l'inoculation dans le milieu de transport	Conditions de conservation après l'inoculation dans le milieu de transport	Délai maximal avant l'arrivée au laboratoire	Conditions de transport
Culture	LCR : 0,5 – 1 mL (10 à 20 gouttes)	Malade fébrile, avant antibiothérapie*	Trans-Isolate**	Maximum 1 heure entre +15 °C et +25 °C	< 40 °C à l'abri de la lumière directe du soleil. NE PAS RÉFRIGÉRER	3 semaines avec ventilation	< 40 °C 6 à 7 jours sans ventilation
PCR et identification des clones	LCR : 0,2 mL minimum (4 gouttes minimum)	Malade fébrile, avant antibiothérapie*	NA	NA	+2 °C à +8 °C	3 semaines	+2 °C à +8 °C

* Pour le test « Pastorex® », il est possible de le réaliser après une première dose d'antibiotique, mais le test est alors moins sensible.

** Milieu Trans-Isolate (TI) : il doit être conservé en chaîne de froid (+2 °C à +8 °C) avant l'utilisation. **Il doit être mis à température ambiante avant l'inoculation car le prélèvement doit être conservé à température ambiante (le méningocoque est très sensible au froid). L'aspect normal du TI est celui d'un liquide jaune clair et translucide ; ne pas l'utiliser s'il existe une croissance de colonies sur la gélose noire, ou si le liquide est trouble.**

L'utilisation du milieu de transport TI pour LCR [STSSTRUT1] est validée et fournie uniquement pour une confirmation d'épidémie de méningite dans la ceinture de la méningite (pour l'identification des souches) et pour la surveillance épidémique, mais pas pour les tests individuels de diagnostic clinique (culture LCR) et uniquement pour les projets MSF, avec le laboratoire de l'Institut Norvégien De Santé Publique d'Oslo (Centre collaborateur de l'OMS pour la référence et la recherche sur les méningocoques). Dans les pays hors de la ceinture de la méningite, il faut passer une commande des milieux TI via l'OMS ou le Ministère de la Santé.

 Voir [Communication du Lab Working Group](#), décembre 2018.

Procédure du prélèvement

– **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).

Les principes de stérilité et d'asepsie doivent être suivis pour le prélèvement de LCR.

– **SOP** : voir [Chapitre 3](#).

- inoculation de LCR sur Trans-Isolate, voir [Section 3.10.2](#).
- transfert de LCR dans un cryotube, voir [Section 3.10.3](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Méningite (Chapitre 5, [Section 5.14](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres (voir [Prise en charge d'une épidémie de méningite](#), Annexe 1, MSF).

Transport

Les échantillons suspects d'infection par la méningite sont des échantillons de Catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.3](#)).

2.15 Peste

Pathologie

La peste est une zoonose due à une bactérie (*Yersinia pestis*) touchant essentiellement les rongeurs. La transmission à l'homme peut être due à des piqûres de puces ou par un contact de la peau excoriée avec le rongeur.

Il existe 3 formes cliniques principales : la peste bubonique, la peste septicémique et la peste pulmonaire qui est très contagieuse. La contamination interhumaine s'effectue par l'intermédiaire de piqûres de puces et par voie aérienne pour la forme pulmonaire.

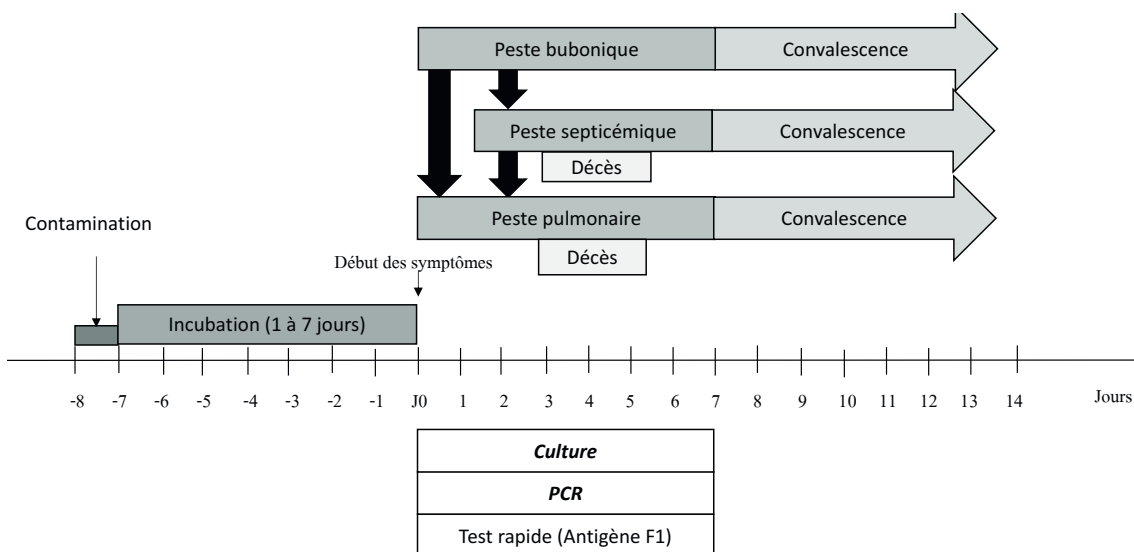


Figure 2.24 - Évolution clinique de la peste et chronologie des prélèvements



La peste pulmonaire est très contagieuse. Il est impératif de porter un appareil de protection respiratoire (FFP2/N95) et des gants lors de manipulation d'échantillons et de tout contact avec les patients.

Méthodes disponibles

– Techniques directes : test de diagnostic rapide (détection d'antigène F1), **culture** et **PCR**.

Des laboratoires de référence utilisent des TDR permettant la détection de l'antigène F1 spécifique de *Y. pestis* à partir de différents types d'échantillons (suc de bubon, expectorations). Ces TDR sont efficaces en cas de peste bubonique, moins lors de peste pulmonaire (car il y a des réactions croisées sur les expectorations).

Échantillons à prélever, conditions du prélèvement et de conservation

Tableau 2.20 - Échantillons à prélever et conditions du prélèvement et d'envoi – Peste

Type de pathologie	Type et quantité d'échantillon	Milieu de transport**	Chronologie des prélèvements	Température et conditions de conservation***	Délai prélèvement et arrivée au laboratoire de référence	Température d'envoi***
Peste bubonique	Ponction ou suintement de bubon : 1 écouvillon de bubon	Cary Blair®	Malade symptomatique	+2 °C à +8 °C Dans le cas d'écouvillon avec sérum physiologique : NE PAS LAISSER DESSECHER L'ÉCHANTILLON	3 jours	+2 °C à +8 °C
		Sérum physiologique stérile				
Peste pulmonaire*	Expectoration profonde : 2 mL	NA	Malade symptomatique	+2 °C à +8 °C Dans le cas d'écouvillon avec sérum physiologique : NE PAS LAISSER DESSECHER L'ÉCHANTILLON	3 jours	+2 °C à +8 °C
	1 écouvillon d'expectoration	Cary Blair® Sérum physiologique stérile				
Peste septicémique	Sang total : 4 mL	NA	Malade symptomatique	+2 °C à +8 °C Dans le cas d'écouvillon avec sérum physiologique : NE PAS LAISSER DESSECHER L'ÉCHANTILLON	3 jours	+2 °C à +8 °C

* Contacter les référents médicaux siège si envisagé.

** Le Cary Blair® est le milieu de transport recommandé pour les écouvillons de suc de bubon (peste bubonique) ou d'écouvillon d'expectoration (peste pulmonaire). Avant une utilisation, le milieu Cary Blair® doit être conservé entre +5 et +25 °C.

*** Les échantillons pour le diagnostic de la peste doivent être conservés entre +2 et +8 °C, qu'ils soient conservés avec ou sans milieu de transport Cary Blair®. Le bacille de la peste est stable et se multiplie à cette température.

En absence de Cary Blair®, si les échantillons sont prélevés sur des écouvillons, ceux-ci doivent être humidifiés avec de l'eau stérile ou du sérum physiologique stérile. Il faut ajouter suffisamment de liquide pour que les écouvillons trempent dans le liquide afin qu'ils ne se dessèchent pas.

Procédure du prélèvement

– **Hygiène** : voir [Chapitre 4](#).

La peste étant très contagieuse, il faut porter pour tout prélèvement : un appareil de protection respiratoire (FFP2/N95), des gants, des lunettes de protection ainsi que des chaussures fermées et résistantes. Les déchets doivent être traités avec précaution et une solution de chlore à 0,5% doit être utilisée pour la désinfection.

– **SOP** : voir [Chapitre 3](#).

- prélèvement d'échantillon de sang veineux avec un système Vacutainer®, voir [Section 3.2.1](#).
- ponction de bubon pesteux, voir [Section 3.9.1](#).
- recueil de suc de bubon pesteux par suintement, voir [Section 3.9.2](#).
- expectoration et écouvillonnage en cas de peste pulmonaire, voir [Section 3.5.7](#).

Fiche de demande d'examen et enregistrement

Voir fiche demande examen Peste (Chapitre 5, [Section 5.15](#)). Cette fiche doit accompagner l'échantillon lors de l'envoi, si la fiche de renseignements du laboratoire de référence n'est pas disponible pour l'envoi.

Les informations relatives aux échantillons doivent être notifiées dans les registres.

Transport

Les échantillons pour la peste sont des échantillons de catégorie B et portent le numéro UN3373 (pour plus de détails, voir Chapitre 6, [Section 6.3](#)).

Références Chapitre 2

1. Wiv-isp.be. 2021. [online] Available at: <<https://www.wiv-isp.be/matra/Fiches/Yellow%20Fever.pdf>> [Accessed 24 August 2021].
[Fièvre jaune autochtone, Fiche informative, AVIQ, isp-wiv. Juillet 2016](#)
2. Who.int. 2021. Japanese encephalitis. [online] Available at: <<https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/japanese-encephalitis>> [Accessed 24 August 2021].
<https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/japanese-encephalitis>
3. 2021. [online] Available at: <<https://www.cdc.gov/japaneseencephalitis/symptoms/index.html>> [22/06/2021] [Accessed 24 August 2021].
<https://www.cdc.gov/japaneseencephalitis/symptoms/index.html> [22/06/2021]
4. Wiv-isp.be. 2021. [online] Available at: <<https://www.wiv-isp.be/Matra/Fiches/WNV.pdf>> [Accessed 24 August 2021].
[West Nile virus – Virus du Nil occidental, Fiche informative, AVIQ, isp-wiv. Juillet 2016](#)
5. Who.int. 2021. West Nile virus. [online] Available at: <<https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/west-nile-virus>> [Accessed 24 August 2021].
<https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/west-nile-virus> [22/06/2021]
6. Who.int. 2021. West Nile virus. [online] Available at: <<https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/west-nile-virus>> [Accessed 24 August 2021].
<https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/west-nile-virus> [22/06/2021]
7. Who.int. 2021. Lassa fever. [online] Available at: <https://www.who.int/health-topics/lassa-fever#tab=tab_1> [Accessed 24 August 2021].
https://www.who.int/health-topics/lassa-fever#tab=tab_1 [25/06/2021]
8. Who.int. 2021. Lassa fever. [online] Available at: <https://www.who.int/health-topics/lassa-fever#tab=tab_2> [Accessed 24 August 2021].
https://www.who.int/health-topics/lassa-fever#tab=tab_2 [25/06/2021]
9. Who.int. 2021. Ebola. [online] Available at : <<http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/ebola-virus-disease>> [Accessed 21 September 2021]
<http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/ebola-virus-disease> (23/05/2018)
10. Who.int. 2021. Marburg [online] Available at: <<https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/marburg-virus-disease>> [Accessed 21 September 2021]
<https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/marburg-virus-disease>
11. Who.int. 2021. Fièvre de la vallée du Rift. [online] Available at: <<https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/rift-valley-fever>> [Accessed 24 August 2021].
<https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/rift-valley-fever> [25/06/2021]
12. Who.int. 2021. Crimean-Congo haemorrhagic fever. [online] Available at: <<https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/crimean-congo-haemorrhagic-fever>> [Accessed 24 August 2021].
<https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/crimean-congo-haemorrhagic-fever>

13. Cnrvha-vhe.org. 2021. Hépatite E « Centre National de Référence VHA VHE. [online] Available at: <<http://www.cnrvha-vhe.org/?cat=7>> [Accessed 24 August 2021].
<http://www.cnrvha-vhe.org/?cat=7> [22/06/2021]
14. Incubation et signes cliniques. (2016, March 27). Polio-France-Glip. <https://www.polio-france.org/poliomyelite/incubation-et-signes-cliniques>
Jean-Pierre Bru. « Hépatite oubliée : l'hépatite E », Revue médicale suisse, 2012. 340 (médecine des voyages)
15. Shahnaz A. Chaudhry, G., 2021. Infection par le virus de l'hépatite E durant la grossesse. [online] PubMed Central (PMC). Available at: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4501618/>> [Accessed 24 August 2021].
Shahnaz A. Chaudhry, Natasha Verma, et Gideon Koren. [Infection par le virus de l'hépatite E durant la grossesse](#). Can Fam Physician. 2015 Jul; 61(7): e299–e301.
16. Principaux repères sur l'hépatite E. (2021, July 27). WHO | World Health Organization. <https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/hepatitis-e>
<https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/hepatitis-e> [22/06/2021]
17. Incubation et signes cliniques. (2016, March 27). Polio-France-Glip. <https://www.polio-france.org/poliomyelite/incubation-et-signes-cliniques/> [Accessed 13september 2021]
<https://www.polio-france.org/poliomyelite/incubation-et-signes-cliniques/> [22/06/2021]
18. Orthopoxvirose simienne. (2019, December 9). WHO | World Health Organization. <https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/monkeypox>
<https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/monkeypox>
19. Abdo, F., Albinet, B., Loriette, M., Ray, S., & Guérin, B. (2019). Evaluation des connaissances des professionnels de sante vis-à-vis de la rougeole et de la vaccination contre la rougeole. Médecine et Maladies Infectieuses, 49(4), S132.
<https://doi.org/10.1016/j.medmal.2019.04.317>
Rougeole, Fiche informative, Wallonie familles santé handicap, Sciensano. Août 2019
20. Shigellose - Clinical guidelines. (n.d.). MSF.
<https://medicalguidelines.msf.org/viewport/CG/francais/shigellose-16689595.html>
21. Leptospirose. (2020, November 10). Institut Pasteur.
<https://www.pasteur.fr/fr/centre-medical/fiches-maladies/leptospirose>
22. Leptospirose - Clinical guidelines. (n.d.). MSF.
<https://medicalguidelines.msf.org/viewport/CG/francais/leptospirose-16689938.html>

Chapitre 3 :

Techniques de prélèvements

3.1 Introduction.....	73
3.2 Sang veineux.....	74
3.2.1 Prélèvement d'échantillon de sang avec un système Vacutainer® (hors contexte de fièvre hémorragique).....	74
3.2.2 Prélèvement d'échantillon de sang avec un système Vacutainer® sécurisé dans le cas d'une suspicion de fièvre hémorragique	76
3.2.3 Prélèvements d'hémoculture	77
3.2.4 Prélèvement de taches de sang séché (DBS).....	82
3.3 Préparation de sérum.....	85
3.4 Préparation de plasma	86
3.5 Prélèvements de la sphère ORL et prélèvements pulmonaires.....	87
3.5.1 Aspiration nasale /nasopharyngée	87
3.5.2 Ecouvillonnage nasopharyngé	87
3.5.3 Ecouvillonnage oro-pharyngé	88
3.5.4 Ecouvillonnage de gorge	89
3.5.5 Ecouvillonnage buccal sur milieu de transport viral dans le cas de suspicion de filovirus.....	89
3.5.6 Expectoration	90
3.5.7 Expectoration et écouvillonnage en cas de peste	91
3.6 Prélèvement de selles	94
3.6.1 Selles	94
3.6.2 Ecouvillonnage fécal dans un milieu de transport	95
3.6.3 Prélèvement de selles sur papier filtre	96
3.6.4 Ecouvillonnage rectal dans un milieu de transport.....	96
3.7 Prélèvement d'urines	98
3.8 Echantillon de peau et lésion cutanée.....	99
3.8.1 Ecouvillonnage de peau et de lésion	99
3.8.2 Ecouvillonnage de liquide de lésion de vésicule	99
3.8.3 Prélèvement des croûtes.....	100
3.9 Bubon pesteux.....	101
3.9.1 Ponction de bubon pesteux.....	101
3.9.2 Recueil de suc de bubon pesteux par suintement	102
3.10 Liquide céphalo-rachidien	104
3.10.1 Prélèvement par ponction lombaire (technique à réaliser par un médecin ou un infirmier formé à la technique)	104
3.10.2 Inoculation du LCR sur Trans-Isolate (TI).....	107
3.10.3 Transfert de LCR dans un cryotube pour PCR	108

3.1 Introduction

Tous les prélèvements doivent être réalisés dans un environnement ne risquant pas la dissémination infectieuse et par du personnel formé.

L'hygiène des mains est un aspect essentiel du prélèvement à la fois pour la protection du préleveur mais aussi pour éviter la contamination des prélèvements. Toutes les procédures d'hygiène des mains décrites sont indissociables du protocole de prélèvement. Toutefois, il est essentiel de les intégrer dans une organisation plus générale des soins.

L'utilisation d'équipement de protection individuelle (EPI) est à considérer pour chaque prélèvement en fonction du potentiel infectieux de l'agent recherché, du risque de projection et du type de prélèvement. Voir Chapitre 4, [Section 4.2](#).

3.2 Sang veineux

3.2.1 Prélèvement d'échantillon de sang avec un système Vacutainer® (hors contexte de fièvre hémorragique)

Matériel pour prélèvement en ambulatoire

- HYDRO-ALCOOLIQUE, solution, 500 mL, fl. [DEXTALCO5S-]
- CHLORHEXIDINE 2%, 70% d'alcool isopropylique, TAMPON/LINGETTE [DEXTCHLHA2W], 1^{er} choix (pour les autres choix, voir Chapitre 4, [Section 4.5.2](#))
- CHLORHEXIDINE digluconate 2%, solution aqueuse, 100 mL fl. [DEXTCHLH2AS], pour la néonatalogie
- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- (tube Ø 13/15 mm, 5 mL) PORTOIR [ELABTUBE12R]
- GARROT élastique, 100 x 1,8 cm [EMEQTOUR1--]
- PLATEAU A PANSEMENTS, 30 x 20 x 3 cm, inox [EMEQTRAD3--]
- SUCROSE, 24% solution orale, 2 mL, fl. [SDDCSUCR2V2], pour enfants < 6 mois
- COMPRESSE, NON TISSEE, 4 plis, 7,5 cm, non stérile [SDRECOMN7N-]
- COTON hydrophile, rouleau, 500 g [SDRECOTW5R-]
- SPARADRAP, rouleau, 2 cm [SDRETAPA025]
- CONTAINER D'OBJETS TRANCHANTS [SINSCONT+++]
- GANTS D'EXAMEN, latex, u.u. non stérile [SMSUGLOE1--]
- (s.prél.sang.) TUBE SOUS VIDE, plastique, K2EDTA, 2 mL, mauve [STSSBSVT2E-]
- (s.prél.sang.) TUBE SOUS VIDE, plastique, K2EDTA, 4 mL, mauve [STSSBSVT5E-]
- (s.prél.sang.) TUBE SOUS VIDE, plast., HEPARINE Li 2 mL vert [STSSBSVT2HL]
- (s.prél.sang.) TUBE SOUS VIDE, plast., HEPARINE Li 4 mL vert [STSSBSVT5HL]
- (s.prél.sang.) TUBE SOUS VIDE, plast., SEC, 2 mL, rouge [STSSBSVT2S-]
- (s.prél.sang.) TUBE SOUS VIDE, plast., SEC, 4 mL, rouge [STSSBSVT4S-]
- (s.prél.sang.) CORPS PORTE TUBE avec éjecteur d'aiguille [STSSBSVVH1-]
- (s.prél.sang.) AIGUILLE, stérile, 21G (Vacutainer) [STSSBSVVN21]
- (s.prél.sang.) UNITE PRELEVEMENT à ailettes, 23G (Vacutainer) [STSSBSVVN23W]

Remarques :

- Cette liste se réfère principalement aux prélèvements veineux réalisés au laboratoire/en ambulatoire et non en hospitalisation.
- Le matériel lié au prélèvement avec une seringue et une aiguille a été retiré de cette liste. Le prélèvement par Vacutainer® est en effet privilégié, pour des questions de sécurité.

 Se référer au SOP du manuel [Nursing Care Procedures](#) pour plus de détails, pour les prélèvements en hospitalisation ou avec seringue/aiguille.

Avant le prélèvement

- Le patient doit être confortablement installé, avec le bras en déclive posé sur un support.
- Vérifier l'identité du patient et s'assurer qu'elle correspond à la prescription médicale du prélèvement sanguin.
- Expliquer la procédure au patient ; vérifier ses antécédents médicaux, allergies, historique de prélèvements fréquents ; laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans le dossier).
- Prendre en compte l'intimité du patient (pièce calme et sécurisée, avec un rideau ou paravent si nécessaire).
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.

- Réunir le matériel requis pour la réalisation du prélèvement sur un plateau ou un chariot de soins désinfecté.
- Étiqueter les tubes avec le numéro d'identification unique du patient, la date et l'heure du prélèvement.
- Repérage de la veine : cette étape n'est pas indispensable mais peut se révéler nécessaire si le patient présente un circuit veineux peu visible.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Appliquer le garrot sur le membre choisi (4 doigts au-dessus du site de ponction pour les adultes et 2 doigts pour la néonatalogie et la pédiatrie).
- Choisir le site pour la ponction veineuse par palpation. Demander au patient de serrer/desserrer le poing. Ne pas laisser le garrot trop longtemps en place, pour éviter une stase veineuse, qui peut induire une augmentation de diverses substances dans le sang, telles que l'hémoglobine, les protéines plasmatiques et le potassium. Une fois la veine identifiée, retirer le garrot.

Procédure de prélèvement

- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Adapter le support pour tube de prélèvement (Vacutainer®) sur l'aiguille de prélèvement.
- Pour les nourrissons (moins de 6 mois) :
 - Envisager l'utilisation d'une solution buvable de sucrose 2-3 minutes avant la ponction et si la procédure dure plus de 5 minutes, une 2^e dose peut être donnée.
 - Envisager d'immobiliser l'enfant à l'aide d'une serviette ou en demandant l'aide d'un assistant.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains et enfiler une paire de gants non-stériles.
- Désinfecter la peau du patient en effectuant un mouvement de va-et-vient pendant 30 secondes avec une compresse imbibée de solution antiseptique. **Laisser sécher.**
- Appliquer le garrot.
- Retirer le capuchon de l'aiguille et orienter le biseau de l'aiguille vers le haut. Maintenir la veine en appliquant une traction avec le pouce, en prenant soin de ne pas toucher le site d'insertion.
- Avec la main dominante, d'un geste franc, insérez l'aiguille dans la veine suivant un angle d'approximativement 15 à 30 °.
- Réduire l'angle d'insertion de l'aiguille dès que vous sentez la perforation de la paroi veineuse (ou qu'apparaît un retour de sang dans la tubulure si vous utilisez une aiguille à ailettes), puis, si possible, enfoncer légèrement l'aiguille dans la veine.
- Commencer le prélèvement en enfonçant le premier tube de prélèvement dans le support jusqu'à perforer le bouchon du tube.
- Remplir, selon le vide/jusqu'à la marque indiquée, le nombre de tubes nécessaires en évitant tout mouvement de l'aiguille dans la veine lors du remplacement des tubes dans le support. Retirer les tubes lorsque le volume de sang nécessaire est atteint.
- Lorsque le dernier tube de sang est rempli, relâcher le garrot avant de désadapter ce dernier tube.
- Placer le tampon de coton sec sur le point de ponction et retirer l'aiguille. Appliquer une pression suffisante sur le coton pour arrêter le saignement. Un sparadrap peut être posé sur le coton si le saignement persiste au-delà d'1 minute. L'infirmier peut aussi demander au patient de maintenir le pansement jusqu'à arrêt du saignement. Ne jamais plier le coude (cela augmente le risque d'hématome).
- Mettre immédiatement l'aiguille dans un container à aiguilles et éliminer correctement les autres déchets, conformément aux procédures habituelles.
- Retourner doucement les tubes 5 à 10 fois.
- Retirer les gants non stériles et les jeter avec les autres déchets dans les poubelles appropriées.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.

Après le prélèvement

- Mettre les tubes dans le sachet ou la boîte de transport.
- Conserver les tubes à l’abri de la lumière directe du soleil. Suivre la procédure habituelle pour le transport des échantillons vers le laboratoire.

3.2.2 Prélèvement d’échantillon de sang avec un système Vacutainer® sécurisé dans le cas d’une suspicion de fièvre hémorragique

Lors d’une suspicion d’une fièvre hémorragique, des équipements de protection individuelle sont indispensables, des binômes sont nécessaires pour les prélèvements, et les échantillons doivent être emballés en triple emballage. **Un patient suspect doit systématiquement être placé dans une zone d’isolement.**

Matériel général

Voir prélèvement des échantillons sanguins (voir [Section 3.2.1](#)).

Matériel spécifique

- SACHET plastique, 14x17 cm, fermeture à glissière [SMSUBAGP16], Ou tube de transport transmis par le laboratoire
- (s.prél.sang.) PORTE TUBE SECURISE, rétract., semi-aut, u.u. [STSSBSVSRH2]
- (s.prél.sang) UNITE PRELEVEMENT SECURISE, rétractable, 23G [STSSBSVSR23]
- (s.prél.sang) UNITE PRELEV. SECU. + porte-tube, rétract, 23G [STSSBSVSR23H]
- CHLORE NaDCC, 1 kg, granules, pot [CWATDISING1]
- (NaDCC) CUILLERE DOSEUSE, 20 mL, ±15 g [CWATDISIHMS]

Voir également KMEDMSAM6-- MODULE, ECHANTILLON SANGUIN SECURISE, 100 prélèvements.

Préparation avant d’aller dans la zone d’isolement du patient

- Sur un plateau désinfecté, réunir le matériel nécessaire au prélèvement (voir listes ci-dessus) ainsi que :
 - Seau ou container en plastique avec une solution de chlore 0,5% pour le transport
 - Vaporisateur avec une solution de chlore 0,5% (pour décontamination ou potentiel accident d’exposition)
- Identifier (avec numéro d’identification unique du patient, date et heure) tous les tubes à prélever et les demandes de laboratoire avant d’entrer dans la zone d’isolement.
- Mettre l’équipement de protection personnelle.
- Entrer en binôme (un préleveur et un assistant). La seconde personne (médecin, infirmier, technicien de laboratoire ou hygiéniste) assiste le préleveur qui réalise le prélèvement. Il transmet le matériel, décontamine avec le vaporisateur. Il reste proche du préleveur.

Dans la zone d’isolement

- Vérifier l’identité du patient et s’assurer qu’elle correspond à la prescription médicale du prélèvement sanguin.
- Expliquer la procédure au patient, vérifier ses antécédents médicaux, allergies, historique de prélèvements fréquents. Laisser l’opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans le dossier).
- Prendre en compte l’intimité du patient (pièce calme et sécurisée, avec un rideau ou paravent si nécessaire).
- Placer tout le matériel de prélèvement à côté du lit.
- Installer correctement le patient avec le bras en déclive posé sur un support. Si le patient est agité, remettre le prélèvement à plus tard. Si le prélèvement est essentiel, envisager une sédation.

- Le préleveur va procéder à la préparation du site : placer un garrot sur le bras du patient.
- Désinfecter.
- Réaliser le prélèvement.
- Le(s) tube(s) à prélever est (sont) tendu(s) au préleveur par l'assistant et celui-ci récupère les prélèvements réalisés (1^{er} emballage). Ne pas vaporiser le tube avec la solution de chlore 0,5% car cela peut induire une contamination lors de l'ouverture du tube.
- L'aiguille est retirée et rétractée directement dans le support de tube. L'ensemble support + aiguille est jeté dans le container à aiguilles.
- Le tube est glissé dans le 1^{er} sachet ziploc (2^e emballage). L'extérieur du sachet à glissière et les mains du préleveur sont vaporisés avec du chlore 0,5%. Dans le cas où il y a plusieurs échantillons, les sachets à glissière sont placés dans un sachet plus grand ou dans un récipient plus grand. L'extérieur de celui-ci est également vaporisé avec la solution de chlore 0,5%.

Acheminement du prélèvement hors de la zone d'isolement

- Le préleveur passe le bras au-dessus de la limite d'isolement et place les échantillons dans la boîte de transport (3^{ème} emballage) installée à sa portée en évitant de toucher quoi que ce soit.
- Enfin, l'extérieur de la boîte de transport (qui se situe en dehors de la zone d'isolement) doit être vaporisé avec la solution de chlore 0,5% avant que la boîte ne soit refermée.

3.2.3 Prélèvements d'hémoculture



Respecter les précautions de contrôle des infections pour éviter les contaminations.

- Si le projet utilise un laboratoire externe, vérifier le type de flacon utilisé et adapter le matériel en conséquence.
- Pour les enfants atteints de paludisme ou malnutris, une seule hémoculture peut être prélevée. Il est préférable de mettre le maximum de volume dans une seule hémoculture que de partager un volume de sang dans 2 flacons différents.
- Pour les adultes, 2 hémocultures minimum doivent être prélevées au même moment, sur 2 zones de prélèvements différentes.
- Le volume nécessaire va dépendre de l'âge du patient comme décrit dans le tableau ci-dessous :

Groupe d'âge	Volume de sang par flacon
Enfant ≥ 15 ans et adultes	10 mL
Enfant ≥ 2 ans	2,5-5 mL
Nourrisson < 2 ans	1-2 mL
Nouveau-né (jusqu'à 1 mois)	0,5-1 mL

Matériel pour prélèvements d'hémoculture (flacons à lecture automatique)

- HYDRO-ALCOOLIQUE, solution, 500 mL, fl. [DEXTALCO5S-]
- CHLORHEXIDINE 2%, 70% d'alcool isopropylique, TAMPON/LINGETTE [DEXTCHLHA2W]
- CHLORHEXIDINE 2%, 70% d'alcool isopropylique, sol., 250 mL, fl [DEXTCHLHA2S2]
- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- (tube Ø 13/15 mm, 5 mL) PORTOIR [ELABTUBE12R]

- (SDB BacT/ALERT 3D 60) ADAPTATEUR Luer pour sets prélèvem. [ELAEMDSC201]
- MICROBIAL DETECTION SYSTEM (BacT/ALERT 3D 60) [ELAEMDSE2--]
- MASQUE CHIRURGICAL, type IIR, u.u. [ELINMASS3--]
- GARROT élastique, 100 x 1,8 cm [EMEQTOUR1--]
- PLATEAU A PANSEMENTS, 30 x 20 x 3 cm, inox [EMEQTRAD3--]
- CULTURE SANG BacT/ALERT Pédi (PF Plus), fl. [BMX-410853] [SBCMRDTUBAPPF]
- COMPRESSE, NON TISSEE, 4 plis, 7,5 cm, non stérile [SDRECOMN7N-]
- COMPRESSE DE GAZE, 10 cm, 12 plis, 17 fils, stérile [SDRECOMP1S-]
- SPARADRAP, rouleau, 2 cm [SDRETAPA025]
- CONTAINER, aiguilles/seringues, 5 L, carton pr incinération [SINSCONT5C-]
- SACHET plastique, pour carte de santé, 16x22 cm, à glissière [SMSUBAGP16-]
- GANT D'EXAMEN, latex, u.u. non stérile [SMSUGLOE1++]
- (s.prél.sang) AIGUILLE, stérile, 21G (Vacutainer) [STSSBSVVN21]
- (s.prél.sang) UNITE PRELEVEMENT à ailettes, 23G (Vacutainer) [STSSBSVVN23W]

Remarque : les flacons d'hémocultures automatiques disponibles dans les laboratoires MSF sont spécifiques à la pédiatrie.

Prélèvements d'hémoculture avec flacon à lecture automatique

Cette procédure décrit les étapes d'un prélèvement veineux avec un dispositif direct, c'est-à-dire un support de tube à hémoculture, directement connecté à une aiguille de prélèvement ou une aiguille à ailettes.

Des précautions doivent être prises pour éviter la contamination de l'échantillon par la flore cutanée (voir procédure ci-dessous).

Avant le prélèvement

- Vérifier l'identité du patient et s'assurer qu'elle correspond à la prescription médicale du prélèvement sanguin.
- Expliquer la procédure au patient ; vérifier ses antécédents médicaux, allergies, historique de prélèvements fréquents. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal.
- Prendre en compte l'intimité du patient (pièce calme et sécurisée, avec un rideau ou paravent si nécessaire).
- Réunir le matériel requis pour la réalisation du prélèvement sur un plateau ou un chariot de soins désinfecté (voir ci-dessus).
- Étiqueter le flacon d'hémoculture avec le numéro d'identification unique du patient, la date et l'heure du prélèvement ainsi que le volume de sang.
- Repérage de la veine.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Appliquer le garrot sur le membre choisi (4 doigts au-dessus du site de ponction pour les adultes et 2 doigts pour la néonatalogie et la pédiatrie).
- Choisir le site pour la ponction veineuse par palpation. Demander au patient de serrer/desserrer le poing. Ne pas laisser le garrot trop longtemps en place, pour éviter une stase veineuse, qui peut induire une augmentation de diverses substances dans le sang, telles que l'hémoglobine, les protéines plasmatiques et le potassium. Une fois la veine identifiée, retirer le garrot.

Procédure de prélèvement

- Nettoyer largement au savon et à l'eau claire, à l'aide de compresses non stériles, la peau du patient au niveau du site de ponction. **Laisser sécher.**
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Désinfecter le support pour tube de prélèvement à l'aide d'une compresse imbibée de chlorhexidine alcoolique.

- Adapter le support pour tube de prélèvement sur l'aiguille de prélèvement ou sur l'aiguille à ailettes.
- Préparer un lot de compresses stériles imprégnées de chlorhexidine.
- Retirer la capsule en plastique du flacon d'hémoculture à l'aide d'une compresse imbibée de chlorhexidine alcoolique, désinfecter le capuchon du flacon d'hémoculture en frictionnant 15 secondes et laisser la compresse sur le bouchon.
- Inviter le patient à tourner et à garder la tête tournée vers le bras opposé au prélèvement pour éviter les risques de contamination du prélèvement.
- Pour les nourrissons :
 - Envisager l'utilisation d'une solution buvable de sucrose 2-3 minutes avant la ponction. Désinfecter la peau avec de la chlorhexidine aqueuse 2%.
 - Envisager d'immobiliser l'enfant à l'aide d'une serviette ou en demandant l'aide d'un assistant. Idéalement, c'est un parent qui s'occupe d'immobiliser l'enfant et de lui maintenir la tête tournée vers le bras opposé au prélèvement.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains et enfiler une paire de gants non-stériles.
- Désinfecter la peau du patient en effectuant un mouvement de va-et-vient pendant 30 secondes avec une compresse imbibée de solution de chlorhexidine. Laisser sécher.
- Appliquer le garrot.
- Retirer le capuchon de l'aiguille et orienter le biseau de l'aiguille vers le haut. Maintenir la veine en appliquant une traction avec le pouce, en prenant soin de ne pas toucher le site d'insertion.
- Avec la main dominante, d'un geste franc, insérer l'aiguille dans la veine suivant un angle d'approximativement 15 à 30 °.
- Réduire l'angle d'insertion de l'aiguille dès que vous sentez la perforation de la paroi veineuse (ou qu'apparaît un retour de sang dans la tubulure si vous utilisez une aiguille à ailettes), puis, si possible, enfoncer légèrement l'aiguille dans la veine.
- Enlever la compresse du bouchon et commencer le prélèvement en enfonçant le flacon d'hémoculture dans le support de tube à prélèvement jusqu'à perforer le bouchon du flacon.
- Remplir le flacon jusqu'à atteindre le volume de sang requis.
- Lorsque le flacon est rempli, relâcher le garrot avant de désadapter le flacon du support.
- Placer une compresse sèche sur le point de ponction et retirer l'aiguille. Appliquer une pression suffisante sur le coton pour arrêter le saignement. Un sparadrap peut être posé sur la compresse si le saignement persiste au-delà d'une minute. L'infirmier peut aussi demander au patient de maintenir le pansement jusqu'à arrêt du saignement. Ne jamais plier le coude (augmente le risque d'hématome).
- Mettre immédiatement l'aiguille dans un container à aiguilles et éliminer correctement les autres déchets, conformément aux procédures habituelles.
- Mélanger doucement les flacons pour mélanger le sang et le milieu. Ne pas renverser les flacons.
- Retirer les gants non stériles et les jeter avec les autres déchets dans la poubelle appropriée.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Indiquer le volume de sang transféré sur le flacon d'hémoculture.

Après le prélèvement

- Nettoyer/désinfecter et ranger tout le matériel utilisé.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Mettre les flacons dans le sachet ou la boîte de transport.
- **Ne jamais réfrigérer un flacon d'hémoculture.**
- Suivre la procédure habituelle pour le transport des échantillons vers le laboratoire.

Matériel pour prélèvements d'hémoculture (par seringue)

- HYDRO-ALCOOLIQUE, solution, 500 mL, fl. [DEXTALCO5S-]
- CHLORHEXIDINE 2%, 70% d'alcool isopropylique, TAMPON/LINGETTE [DEXTCHLHA2W]
- CHLORHEXIDINE 2%, 70% d'alcool isopropylique, sol., 250 mL, fl [DEXTCHLHA2S2]

- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- (tube Ø 13/15 mm, 5 mL) PORTOIR [ELABTUBE12R]
- MASQUE CHIRURGICAL, type IIR, u.u. [ELINMASS3--]
- GARROT élastique, 100 x 1,8 cm [EMEQTOUR1--]
- PLATEAU A PANSEMENTS, 30 x 20 x 3 cm, inox [EMEQTRAD3--]
- CULTURE SANG AEROBIE, 6 x 80 mL, fl. [Liofilchem-490010] [SBCMRDTUBAEL]
- CULTURE SANG AEROBIE NEONAT., 6x9 mL, fl. [Liofilchem-490050] [SBCMRDTUBAELN]
- CULTURE SANG AEROBIE PED., 6x40 mL, fl. [Liofilchem-490030] [SBCMRDTUBAELP]
- SUCROSE, 24% solution orale, 2 mL, fl. [SDDCSUCR2V2], pour enfants < 6 mois
- COMPRESSE, NON TISSEE, 4 plis, 7,5 cm, non stérile [SDRECOMN7N-]
- COMPRESSE DE GAZE, 10 cm, 12 plis, 17 fils, stérile [SDRECOMP1S-]
- SPARADRAP, rouleau, 2 cm [SDRETAPA025]
- CONTAINER, aiguilles/seringues, 5 L, carton pr incinération [SINSCONT5C-]
- AIGUILLE, u.u., Luer, 19G (1,1 x 40 mm) crème, IV [SINSNEED19-]
- AIGUILLE, u.u., Luer, 23G (0,6 x 30 mm), bleu, SC, IM enfant [SINSNEED23-]
- SERINGUE, u.u., Luer, 5 mL [SINSSYDL05-]
- SERINGUE, u.u., Luer, 10 mL [SINSSYDL10-]
- SACHET plastique, pour carte de santé, 16x22 cm, à glissière [SMSUBAGP16-]
- GANT D'EXAMEN, latex, u.u. non stérile [SMSUGLOE1++]

Remarque : les flacons d'hémocultures automatiques disponibles dans les laboratoires MSF sont spécifiques à la pédiatrie.

Prélèvements d'hémoculture (technique avec une seringue)

Cette procédure décrit les étapes d'un prélèvement veineux avec un dispositif manuel, c'est-à-dire une seringue montée d'une aiguille à ailettes ou d'une aiguille 19G et un flacon d'hémoculture manuel. Le sang ainsi prélevé sera ensuite transféré de la seringue dans un flacon d'hémoculture.

Des précautions doivent être prises pour éviter la contamination de l'échantillon par la flore cutanée (voir procédure ci-dessous).

Avant le prélèvement

- Vérifier l'identité du patient et s'assurer qu'elle correspond à la demande médicale de prélèvement sanguin.
- Expliquer la procédure au patient ; vérifier ses antécédents médicaux, allergies, historique de prélèvements fréquents. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans le dossier).
- Prendre en compte l'intimité du patient (pièce calme et sécurisée, avec un rideau ou paravent si nécessaire).
- Réunir le matériel requis pour la réalisation du prélèvement sur un plateau ou un chariot de soins désinfecté (voir liste ci-dessus).
- Étiqueter le flacon d'hémoculture avec le numéro d'identification unique du patient, la date et l'heure du prélèvement.
- Repérage de la veine.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Appliquer le garrot sur le membre choisi (4 doigts au-dessus du site de ponction pour les adultes et 2 doigts pour la néonatalogie et la pédiatrie).
- Choisir le site pour la ponction veineuse par palpation. Demander au patient de serrer/desserrer le poing. Ne pas laisser le garrot trop longtemps en place, pour éviter une stase veineuse, qui peut induire une augmentation de diverses substances dans le sang, telles que l'hémoglobine, les protéines plasmatiques et le potassium. Une fois la veine identifiée, retirer le garrot.

Procédure de prélèvement

- Nettoyer largement au savon et à l'eau claire, à l'aide de compresses non stériles, la peau du patient au niveau du site de ponction. **Laisser sécher.**
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Adapter la seringue avec l'aiguille ou l'aiguille à ailette, et replacer l'ensemble dans l'emballage.
- Préparer un lot de compresses stériles imprégnées de chlorhexidine.
- Retirer la capsule en plastique du flacon d'hémoculture à l'aide d'une compresse imbibée de chlorhexidine alcoolique, désinfecter le capuchon du flacon d'hémoculture en frictionnant 15 secondes et laisser la compresse sur le bouchon.
- Inviter le patient à tourner et garder la tête tournée vers le bras opposé au prélèvement au prélèvement pour éviter les risques de contamination du prélèvement.
- Pour les nourrissons :
 - Envisager l'utilisation d'une solution buvable de sucre 2-3 minutes avant la ponction. Désinfecter la peau avec de la chlorhexidine aqueuse 2%.
 - Envisager d'immobiliser l'enfant à l'aide d'une serviette ou en demandant l'aide d'un assistant. Idéalement, c'est un parent qui s'occupe d'immobiliser l'enfant et de lui maintenir la tête tournée vers le bras opposé au prélèvement.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains et enfiler une paire de gants non-stériles.
- Désinfecter la peau du patient en effectuant un mouvement de va-et-vient pendant 30 secondes avec une compresse imbibée de solution de chlorhexidine. **Laisser sécher.**
- Appliquer le garrot.
- Retirer le capuchon de l'aiguille et orienter le biseau de l'aiguille vers le haut. Maintenir la veine en appliquant une traction avec le pouce, en prenant soin de ne pas toucher le site d'insertion.
- Avec la main dominante, d'un geste franc, insérer l'aiguille dans la veine suivant un angle d'approximativement 15 à 30 °.
- Réduire l'angle d'insertion de l'aiguille dès que vous sentez la perforation de la paroi veineuse (ou qu'apparaît un retour de sang dans la tubulure si vous utilisez une aiguille à ailettes), puis, si possible, enfoncer légèrement l'aiguille dans la veine.
- Commencer le prélèvement en tirant sur le piston de la seringue.
- Remplir la seringue jusqu'à atteindre le volume de sang requis.
- Lorsque la seringue contient la quantité de sang requise, relâcher le garrot.
- Placer une compresse sèche sur le point de ponction et retirer l'aiguille. Appliquer une pression suffisante sur le coton pour arrêter le saignement. Un sparadrap peut être posé sur la compresse si le saignement persiste au-delà d'une minute. L'infirmier peut aussi demander au patient de maintenir le pansement jusqu'à arrêt du saignement. Ne jamais plier le coude (augmente le risque d'hématome).
- Retirer la compresse du bouchon du flacon d'hémoculture.
- Sans toucher quoique ce soit avec l'aiguille, l'introduire directement dans le bouchon du flacon d'hémoculture. Le sang est automatiquement aspiré dans le flacon.
- Quand le volume de sang requis est atteint dans le flacon, retirer l'aiguille.
- Mettre immédiatement l'aiguille dans un container à aiguilles et éliminer correctement les autres déchets, conformément aux procédures habituelles.
- Mélanger doucement les flacons pour mélanger le sang et le milieu. Ne pas renverser les flacons.
- Retirer les gants non stériles et les jeter avec les autres déchets dans la poubelle appropriée.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Indiquer sur le flacon d'hémoculture le volume de sang transféré.

Après le prélèvement

- Nettoyer/désinfecter et ranger tout le matériel utilisé.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Mettre les flacons dans le sachet ou la boîte de transport.
- **Ne jamais réfrigérer un flacon d'hémoculture.**
- Suivre la procédure habituelle pour le transport des échantillons vers le laboratoire.



Se référer au SOP du manuel [Nursing Care Procedures](#) pour plus de détails.

3.2.4 Prélèvement de taches de sang séché (DBS)

Le diagnostic de certaines pathologies peut se faire à partir de DBS de sang capillaire et/ou de sang veineux. Il est important de vérifier quel est le type d'échantillon adapté, voir [Chapitre 2](#).

Matériel

Préparation DBS avec sang capillaire (dengue et rougeole)

- **MODULE GOUTTES DE SANG SECHE (DBS) & TRANSPORT 2017 [KMEDMSAMDBS3] :**
 - CHLORHEXIDINE 2%, 70% d'alcool isopropylique, TAMPON/LINGETTE [DEXTCHLHA2W], 1^{er} choix (pour les autres choix, voir Chapitre 4, [Section 4.5.2](#))
 - CARTE, INDICATEUR D'HUMIDITE, 10 - 60 % [ELABHUMI2C-]
 - GEL DE SILICE, granulés, avec indicateur saturation, 5 g, sach [SLASSILI1C5]
 - LANCETTE DE SECURITE grand débit, lame 1,2x1,5 mm, rose, u.u. [STSSLANCSH3]
 - CARTE PRELEVEMENT ECHANTILLON, 5 disques perforés (Munksjö) [STSSSACC2--]
 - (carte prélèvement éch) PORTOIR séchage [STSSSACC101]
 - (carte prélèvement éch) SACHET, plast, gaz imperm, glissière [STSSSACC102]
- Accessoires complémentaires
 - HYDRO-ALCOOLIQUE, solution, 500 mL, fl. [DEXTALCO5S-]
 - SUCROSE, 24% solution orale, 2 mL, fl. [SDDCSUCR2V2], pour enfants < 6 mois
 - COMPRESSE, NON TISSEE, 4 plis, 7,5 cm, non stérile [SDRECOMN7N-]
 - COTON hydrophile, rouleau, 500 g [SDRECOTW5R-]
 - CONTAINER D'OBJETS TRANCHANTS [SINSCONT++]
 - GANTS D'EXAMEN, latex, u.u. non stérile [SMSUGLOE1+++]

Préparation de DBS à partir de sang veineux prélevé sur tube EDTA (dengue, fièvre jaune, encéphalite japonaise, fièvre du Nil occidental, zika et chikungunya) :

- **MODULE GOUTTES DE SANG SECHE (DBS) & TRANSPORT 2017** (voir les détails ci-dessus) [KMEDMSAMDBS3]
- Accessoires complémentaires
 - PIPETTE AUTOMATIQUE, vol. réglable 10-100 µl (Eppendorf) [ELABPIAA0100]
 - (pip.aut.)EMBOUT DUALFILTER, 2-100 µl, port. jaune, stér (Eppdf) [ELABPIATYRF]



Se référer au SOP du prélèvement sanguin capillaire ou au SOP du prélèvement de sang veineux du manuel [Nursing Care Procedures](#) pour plus de détails.

Avant le prélèvement

- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Vérifier l'identité du patient.
- Expliquer la procédure au patient, vérifier ses antécédents médicaux, allergies, historique de prélèvements fréquents. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).

- Prendre en compte l'intimité du patient (pièce calme et sécurisée, avec un rideau ou paravent si nécessaire).
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Réunir le matériel requis pour la réalisation du prélèvement sur un plateau ou un chariot de soins désinfecté.

Procédure de prélèvement

- Réaliser une procédure d'hygiène des mains et demander au patient de réaliser une procédure d'hygiène des mains à l'eau et au savon (si prélèvement au doigt).
- Mettre des gants non stériles.
- Les cartes de prélèvement pour DBS doivent être identifiées avec le numéro d'identification unique du patient et la date de prélèvement. Veiller à ne pas toucher les cercles.
- Choisir le site de ponction (doigt ou côtés du talon si enfant < 6 mois). Positionner la main inclinée vers le bas, paume vers le haut, et choisir le doigt à piquer (majeur ou annulaire). Appliquer une pression intermittente sur le doigt choisi ou sur le pied.
- Pour les nourrissons (< 6 mois), envisager l'utilisation de solution buvable de sucrose 2-3 minutes avant la ponction et si la procédure dure plus de 5 minutes, une 2^e dose peut être donnée. Un drap ou une serviette pourra aider à maintenir les bras de l'enfant si nécessaire.
- Désinfecter correctement le site de ponction avec la lingette de chlorhexidine avec un mouvement de va et vient, pendant 30 secondes (sauf pour la néonatalogie – utiliser de l'eau chaude et de la gaze/coton uniquement). **Laisser sécher.**
- Réaliser un massage autour de la zone de prélèvement avant et pendant le prélèvement (pas sur la zone de prélèvement). **Il ne faut pas presser le doigt/le pied.**
- Retirer la protection sur la lancette. Tenir fermement le doigt et placer la lancette sur le côté de la dernière phalange du doigt. Pour le prélèvement au talon, mettre le pied en flexion, et le maintenir en position avec la main non dominante, en plaçant un doigt sur la voûte plantaire et le pouce sous le site de ponction, au niveau de la cheville.
- Presser fermement sur le dessus de la lancette pour piquer le site de ponction et éliminer la lancette.
- Essuyer la première goutte de sang avec de la gaze ou un coton sec et laisser le sang couler (idéalement, il doit couler « tout seul ») sur les cercles dessinés de la carte de prélèvement. Le sang doit saturer le papier et complètement remplir le nombre de cercles requis par le laboratoire de référence.
Alternativement, transférer 50 microlitres de sang total à l'aide d'une pipette, sur les cercles après un prélèvement veineux (sur un tube EDTA/violet).
- Remarque* : utiliser impérativement des embouts de pipettes automatiques **avec filtres** si des tests de biologie moléculaire sont envisagés.
- Appliquer une compresse sur le site de ponction et exercer une pression jusqu'à l'arrêt du saignement.
- Retirer les gants non stériles et les jeter avec les autres déchets dans les poubelles appropriées.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.

Après le prélèvement

- La carte de prélèvement imprégnée de sang doit sécher à l'air libre, à l'horizontal pendant 3 à 4 heures dans un endroit à l'abri de la lumière directe du soleil, de la poussière, des insectes et des courants d'air. Ne pas laisser plusieurs papiers filtres se toucher, surtout lorsque l'échantillon n'est pas sec. Il existe des racks de séchage comme le portoir inclus dans le kit.

- Une fois sèche, chaque carte de DBS est conservée dans un sachet de transport, imperméable aux gaz et transparent, avec des sachets de gel de silice pour absorber l'humidité et une carte indicatrice d'humidité. Les cartes DBS sont conservées, idéalement en chaîne de froid (+2 °C à +8 °C) ou à moins de 25 °C sans lumière ni humidité, dès que possible après séchage.
- Il est important de garantir que les cartes DBS sont tout à fait sèches avant d'être emballées. Les analyses qui doivent être réalisées peuvent être de mauvaise qualité dans le cas contraire.
- Le taux d'humidité des cartes DBS doit être vérifié tous les jours. Si ce taux atteint 30%, l'indicateur d'humidité et le gel de silice doivent être changés.
- Pour les envois, les cartes DBS sont laissées dans leur sachet de transport avec un indicateur d'humidité mais avec des sachets de gel de silice neufs. Ces cartes DBS sont exemptées des réglementations IATA.

3.3 Préparation de sérum

Matériel

- PINCE BRUCELLE, 14 cm, droite, inox [ELABFOBR1--], pour sortir les tubes de la centrifugeuse
 - MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
 - PIPETTE DE TRANSFERT, graduée, plastique, stérile, u.u. [ELABPIPT1S-]
 - CRYOTUBES, 2.0 mL, conique, filetage ext., stér. sans DNA/RNase [ELABTUMC20EP]
 - BOITE STOCKAGE, PP, 9x9 microtubes 1-2 mL, autoclavable [ELABTUMB81PP]
 - PORTOIR, PK, 6x4 microtubes, autoclavable [ELABTUMR24PK]
 - CENTRIFUGEUSE, manuelle + 4 tubes 15 mL [ELAECENE1M-], si centrifugeuse électrique non disponible
 - CENTRIFUGEUSE électrique (Hettich EBA 200), 8 tubes, 230V [ELAECENE9--] et pièces détachées et protection électrique – voir Biomed
 - (s.prél.sang.) TUBE SOUS VIDE, plast., SEC, 2 mL, rouge [STSSBSVT2S-]
 - (s.prél.sang.) TUBE SOUS VIDE, plast., SEC, 4 mL, rouge [STSSBSVT4S-]
-
- Après prélèvement de sang sur tube sec/rouge, ceux-ci doivent rester au moins 20 minutes sur la paillasse pour permettre la coagulation complète du sang avant centrifugation. Les tubes doivent ensuite être centrifugés à 1000 g pendant 10 minutes. Cela correspond à environ 3200 tpm (tours par minute) avec la centrifugeuse Hettich EBA 200. Comme pour toutes centrifugeuses, il faut assurer la balance en plaçant des tubes de poids identiques à l'opposé l'un de l'autre.
 - Les centrifugeuses manuelles possèdent 4 places pour les tubes. Il faut bien balancer la centrifugeuse pour ne pas abîmer le rotor. Les centrifugeuses manuelles atteignent une vitesse de 3000 tpm.
 - En cas d'absence de laboratoire ou si aucune centrifugeuse n'est disponible, il faut laisser le tube 1 heure à température ambiante puis ensuite, le placer en position verticale dans le frigo (+2 °C à +8 °C) jusqu'à rétractation complète du caillot (sérum jaune et translucide). L'échantillon peut rester maximum 24 heures au frigo avant de séparer le sérum (pour des tests ELISA).
 - Identifier un cryotube avec le numéro d'identification unique du patient et la date de prélèvement.
 - Transférer le sérum dans ce cryotube à l'aide d'une pipette.

Remarques :

- Utiliser impérativement des pipettes stériles ou des embouts de pipettes automatiques **avec filtres** si des tests de biologie moléculaire sont envisagés.
- Il est important que l'échantillon ne soit pas hémolysé car cela entrainerait l'impossibilité de réaliser l'analyse. Pour cela, il faut éviter de transporter le tube de prélèvement avant de l'avoir centrifugé et d'avoir séparé le sérum. Si cela n'est pas possible, on peut réduire les risques d'hémolyse en plaçant les tubes dans des éponges durant le transport (réduction des chocs).

3.4 Préparation de plasma

Matériel

- PINCE BRUCELLE, 14 cm, droite, inox [ELABFOBR1--], pur sortir les tubes de la centrifugeuse
 - MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
 - PIPETTE DE TRANSFERT, graduée, plastique, stérile, u.u. [ELABPIPT1S-]
 - CRYOTUBES, 2.0 mL, conique, filetage ext., stér. Sans DNA/RNAse [ELABTUMC20EP]
 - BOITE STOCKAGE, PP, 9x9 microtubes 1-2 mL, autoclavable [ELABTUMB81PP]
 - PORTOIR, PK, 6x4 microtubes, autoclavable [ELABTUMR24PK]
 - CENTRIFUGEUSE, manuelle + 4 tubes 15 mL [ELAECENE1M-], si centrifugeuse électrique non disponible
 - CENTRIFUGEUSE électrique (Hettich EBA 200), 8 tubes, 230V [ELAECENE9--] et pièces détachées et protection électrique – voir Biomed
 - (s.prél.sang.) TUBE SOUS VIDE, plastique, K2EDTA, 2 mL, mauve [STSSBSVT2E-]
 - (s.prél.sang.) TUBE SOUS VIDE, plastique, K2EDTA, 4 mL, mauve [STSSBSVT5E-]
 - (s.prél.sang.) TUBE SOUS VIDE, plast., HEPARINE Li 2 mL vert [STSSBSVT2HL]
 - (s.prél.sang.) TUBE SOUS VIDE, plast., HEPARINE Li 4 mL vert [STSSBSVT5HL]
-
- Après prélèvement de sang sur un tube avec anticoagulant (tel que : EDTA/violet, héparine/vert), il est nécessaire de bien mélanger le sang avec l'anticoagulant en retournant le tube 5 à 10 fois, complètement et doucement.
 - Ensuite, les tubes peuvent être centrifugés à 1000 g pendant 10 minutes (soit 3200 tpm avec la centrifugeuse Hettich EBA 200).
 - Tout comme pour la préparation de sérum, il est possible d'utiliser une centrifugeuse manuelle.
 - Identifier un cryotube avec le numéro d'identification unique du patient et la date de prélèvement.
 - Transférer le plasma dans ce cryotube à l'aide d'une pipette.

Remarques :

- Utiliser impérativement des pipettes stériles ou des embouts de pipettes automatiques **avec filtres** si des tests de biologie moléculaire sont envisagés.
- Il est important que l'échantillon ne soit pas hémolysé car cela entrainerait l'impossibilité de réaliser l'analyse. Pour cela, il faut éviter de transporter le tube de prélèvement avant de l'avoir centrifugé et séparé le plasma. Si cela n'est pas possible, on peut réduire les risques d'hémolyse en plaçant les tubes dans des éponges durant le transport (réduction des chocs).

3.5 Prélèvements de la sphère ORL et prélèvements pulmonaires

3.5.1 Aspiration nasale /nasopharyngée



Coqueluche : il est impératif de porter un masque chirurgical et des gants lors de manipulation d'échantillons et de tout contact avec les patients.

Matériel

- SODIUM chlorure, 0,9%, 10 mL, amp. Plastique [DINJSODC9AP1]
- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- SONDE D'ASPIRATION, embout conique, 50 cm, u.u. CH08 [SCTDTUSU08-]
- SERINGUE, 60 mL, embout conique [SCTDSYDF60C]
- POT A PRELEVEMENT, plast., 60 mL, stérile [STSSCONT6--]
- Expliquer la procédure au patient, vérifier les antécédents médicaux, y compris les allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
- Identifier un pot à prélèvement stérile (pas au niveau du couvercle) avec le numéro d'identification unique du patient ainsi que la date, l'heure et le lieu de prélèvement.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains et mettre des gants.
- Introduire quelques millilitres de sérum physiologique stérile dans le nez à l'aide d'une seringue et d'une fine sonde.
- Aspirer le liquide à l'aide de la sonde et de la seringue.
- Transférer le liquide obtenu dans le pot à prélèvement stérile. Bien le refermer.

3.5.2 Ecouvillonnage nasopharyngé



Coqueluche, diphtérie : il est impératif de porter un masque chirurgical et des gants lors de manipulation d'échantillons et de tout contact avec les patients.

COVID-19 : il faut porter un masque chirurgical, des lunettes de protection, une blouse et des gants pour le prélèvement.

Matériel

- Ecouvillonnage nasopharyngé : coqueluche et diphtérie
 - MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
 - AMIES AGAR CHARCOAL + ECOUVILLON, embout floqué, tige plast. [STSSTRTUAMAC2]
- Ecouvillonnage nasopharyngé : COVID-19
 - MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
 - TUBE MTU VIRUS 3 mL + 2 ECOUVILLONS, pointe floquée tige plastique [STSSTRTUUTM3], 1^{er} choix
 - MILIEU TRANSP. UNIVERSEL + double ECOUVILLON, 3 mL, embout polyester [STSSTRTUUTM1], 2^e choix

- Identifier le tube avec le numéro d'identification unique du patient et le lieu, la date et l'heure de prélèvement.
- Expliquer la procédure au patient et le prévenir qu'il peut avoir un réflexe nauséeux ou l'envie d'éternuer pendant la procédure. Vérifiez les antécédents médicaux, y compris les allergies. Laissez l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains et mettre des gants.
- Demander au patient de se moucher et de tousser.
- Installer le patient en position assise en lui demandant de s'asseoir sur ses mains pour éviter un réflexe de défense. Dans le cas d'un enfant, l'asseoir sur les genoux d'un parent à qui on demandera de croiser les bras par-dessus les épaules de l'enfant et de tenir fermement les mains de l'enfant plus bas.
- Mesurer la distance entre la pointe du lobe de l'oreille et la base du nez. Diviser cette distance par deux pour obtenir la longueur d'écouvillon à introduire dans la narine.
- Demander au patient de renverser la tête vers l'arrière.
- Soulever la pointe du nez pour dégager la narine.
- Introduire doucement l'écouvillon dans la narine, sans toucher la narine, sur la longueur mesurée précédemment, jusqu'à ce qu'une résistance soit ressentie.
- Maintenir la tige près du plancher du septum du nez, parallèlement au palais pendant 10 secondes, tout en faisant tourner doucement la tige de l'écouvillon 5 fois pour obtenir des sécrétions, puis retirer la tige.
- Placer l'écouvillon dans le milieu de transport adéquat (voir les fiches des pathologies [Chapitre 2](#)) et agiter doucement la tige dans un mouvement circulaire. Casser la tige si nécessaire.
- Refermer le bouchon du milieu de transport.
- Effectuer un prélèvement par narine pour la diphtérie et la coqueluche. Prélever un échantillon dans une seule narine pour la COVID-19.

3.5.3 Ecouvillonnage oro-pharyngé



COVID-19 : il est impératif de porter un masque chirurgical, des lunettes de protection, une blouse et des gants lors de manipulation d'échantillons et de tout contact avec les patients.

Matériel

- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- ABAISSE LANGUE en bois [SMSUDEPT1W-]
- TUBE MTU VIRUS 3 mL + 2 ECOUVILLONS, pointe floquée tige plast [STSSTRUUTM3], 1^{er} choix
- MILIEU TRANSP. UNIVERSEL + double ECOUVILLON, 3 mL, embout polyester [STSSTRUUTM1], 2^e choix
- Expliquer la procédure au patient, vérifier les antécédents médicaux, y compris les allergies. Laissez l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
- Identifier le tube de milieu de transport avec le numéro d'identification unique du patient, le lieu, la date et l'heure du prélèvement.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains et mettre des gants.
- Insérer l'écouvillon dans la bouche du patient.
- Prélever un écouvillon sur la partie postérieure du pharynx et les amygdales (évitiez la langue).
- Déposer l'extrémité de l'écouvillon dans le même milieu de transport viral que l'écouvillon nasopharyngé prélevé et casser la partie supérieure de la tige, fermer le bouchon à vis.

3.5.4 Ecouvillonnage de gorge



Diphthérie : il est impératif de porter un masque chirurgical et des gants lors de manipulation d'échantillons et de tout contact avec les patients.

Matériel

- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- ABAISSE LANGUE de bois [SMSUDEPT1W-]
- AMIES AGAR CHARCOAL + ECOUVILLON, embout floqué, tige plast. [STSSTRTUAMAC2]



Ne pas effectuer ce type de prélèvement après un repas ou un soin de bouche.

- Expliquer la procédure au patient, vérifier les antécédents médicaux, y compris les allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
- Identifier le tube de milieu de transport avec le numéro d'identification unique du patient, le lieu, la date et l'heure du prélèvement.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains et mettre des gants.
- Eliminer au maximum les contaminations salivaires.
- Abaisser la langue avec l'abaisse-langue pour bien voir l'oropharynx et les amygdales.
- Demander au patient de prononcer le son « AAHHH ». L'émission de ce son permet de réduire le réflexe nauséux.
- Bien repérer les zones inflammatoires, purulentes (enduits blancs pultacés), nécrotiques, ulcérées et les fausses membranes.
- Frotter l'écouvillon sur la surface de chaque amygdale, sur la muqueuse pharyngée, les piliers du voile du palais et sur toute surface d'aspect pathologique (éviter de toucher la langue, la luette et la paroi postérieure du pharynx). **Uniquement les personnes expérimentées dans ce type de prélèvement** pourront idéalement frotter délicatement les fausses membranes ainsi que les tissus en dessous. Mais attention au risque de les détacher ; prélever extrêmement doucement. Dans le cas où il y a un exsudat ou une ulcération, prélever à ce niveau.
- Si par un réflexe défensif du patient, l'écouvillon de prélèvement se retrouve en contact avec toute autre surface, l'échantillon serait à refaire.
- L'écouvillon est ensuite placé dans un tube contenant le milieu de transport Amies Charbon.
- Refermer le tube hermétiquement.

3.5.5 Ecouvillonnage buccal sur milieu de transport viral dans le cas de suspicion de filovirus

Lors de maladie à virus Ebola, pour les investigations de décès suspects dans la communauté ou s'il est impossible de prélever un patient, même du sang capillaire.



Lors d'une suspicion d'une fièvre hémorragique, des équipements de protection individuelle sont indispensables, des binômes sont nécessaires pour les prélèvements, et les échantillons doivent être emballés en triple emballage. Un patient suspect est systématiquement mis en zone d'isolement.

Matériel

- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- SACHET plastique, 14x17 cm, fermeture à glissière [SMSUBAGP14-] ou tube de transport transmis par le laboratoire

- MILIEU TRANSP. UNIVERSEL+double ECOUV., 3 mL, embout polyester [STSSTRTUUTM1], 2^e choix
- TUBE MTU VIRUS 3 mL+ 2 ECOUVILLONS, pointe floquée tige plast [STSSTRTUUTM3], 1^{er} choix
- CHLORE NaDCC, 1 kg, granules, pot [CWATDISING1]
- (NaDCC) CUILLERE DOSEUSE, 20 mL, ±15 g [CWATDISIHMS]
- PULVERISATEUR DE CHLORE (Birchmeier) 15 L, sac à dos [CWATSPRAB5-]

Préparation avant d'aller dans la zone d'isolement

- Sur un plateau désinfecté, réunir le matériel nécessaire au prélèvement (voir liste ci-dessus) ainsi que :
 - Seau ou container en plastique avec une solution de chlore 0,5% pour le transport
 - Vaporisateur avec une solution de chlore 0,5% (pour décontamination ou potentiel accident d'exposition)
- Identifier (avec numéro d'identification unique du patient, date et heure) les sachets/tubes de transport et le milieu de transport et les demandes de laboratoire.
- Mettre l'équipement de protection personnelle adéquate.

Dans la zone d'isolement

- Entrer en binôme (un préleveur et un hygiéniste).
 - L'hygiéniste vaporise les fluides corporels autour du corps s'il y en a. Ne pas mettre de chlore sur le corps.
 - Le préleveur passe l'écouvillon sur les parties supérieures et inférieures de la gencive avec assez de pression et de frottements pour collecter de la salive et des cellules épithéliales.
- L'écouvillon est placé dans le tube de milieu de transport viral (1^{er} emballage). Casser l'extrémité du manche et fermer le tube complètement. Mettre le tube dans un sachet plastique (2^e emballage) avec un matériau absorbant.
- L'hygiéniste vaporise la solution de chlore 0,5% sur les mains gantées du préleveur, ainsi que l'extérieur du sachet plastique.

Acheminement du prélèvement hors de la zone d'isolement

- Le préleveur transfère l'échantillon dans le container de transport ou autre sachet plastique (3^e emballage) hors isolement en passant « par-dessus la barrière » (cela peut se faire dans la zone de déshabillage), **sans rien toucher**.
- L'intérieur du 3^e emballage est vaporisé avec de la solution de chlore 0,5% et fermé pour transfert vers le laboratoire (si proche) ou dans une boîte de transport UN2814 (si labo éloigné ou international – 4^e emballage). Cet emballage peut être porté sans utiliser de gants.

3.5.6 Expectoration



Coqueluche : il est impératif de porter un masque chirurgical et des gants lors de manipulation d'échantillons et de tout contact avec les patients.

Matériel

- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- POT A PRELEVEMENT, plast., 60 mL, stérile [STSSCONT6--]

- Expliquer la procédure au patient, vérifier les antécédents médicaux, y compris les allergies. Laisser l’opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
- Identifier le crachoir (pas sur le couvercle) avec le numéro d’identification unique du patient ainsi que la date, l’heure et le lieu de prélèvement.
- Demander au patient de faire le prélèvement à l’extérieur.
- Demander au patient de se laver les mains et de se rincer la bouche avec de l’eau propre et si possible de se laver les dents.
- Demander au patient d’ouvrir le crachoir uniquement au moment de faire le prélèvement.
- Expliquer au patient les étapes du prélèvement :
 - Prendre une profonde inspiration et retenir sa respiration pendant 5 secondes.
 - Relâcher l’air doucement.
 - Recommencer la même chose une seconde fois (inspiration profonde, blocage 5 secondes et relâcher doucement).
 - Ensuite, recommencer à inspirer profondément et tousser jusqu’à avoir le crachat dans la bouche.
 - Cracher dans le crachoir.
- Demander au patient de produire environ 5 mL ou l’équivalent d’une cuillère à soupe.
- Demander au patient de bien refermer le couvercle et de se laver les mains avant de rapporter l’échantillon au laboratoire.

3.5.7 Expectoration et écouvillonnage en cas de peste



Il est impératif de porter un masque à haute filtration (FFP2/N95), une blouse, des lunettes de protection et des gants lors de manipulation d’échantillons et de tout contact avec les patients.

Les prélèvements d’expectoration en cas de suspicion de peste doivent être réalisés en binôme.

Matériel

- CHLORE NaDCC, 1 kg, granules, pot [CWATDISING1]
- (NaDCC) CUILLERE DOSEUSE, 20 mL, ±15 g [CWATDISIHMS]
- SODIUM chlorure, 0,9%, 10 mL, amp. Plastique [DINJSODC9AP1], si pas de Cary Blair®
- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- POT A PRELEVEMENT, plast., 60 mL, stérile [STSSCONT6--]
- CARYBLAIR GEL + ECOUVILLON, embout floqué, tige plast [STSSTRUCB1], selon disponibilité. Prévoir du sérum physiologique stérile ou eau stérile pour imbiber l’écouvillon si le Cary-Blair n’est pas disponible
- TUBE+ECOUVILLON, embout polyester floqué, tige plast, sté [STSSTRUP4-], si pas de Cary Blair®
- SACHET plastique, 14x17 cm, fermeture à glissière [SMSUBAGP14-] ou container de transport [STSSCONP++]

Préparation du prélèvement

- Ce prélèvement se réalise avec 2 personnes : le préleveur qui est dans la pièce avec le patient et qui aide le patient et l’assistant qui l’attend à l’extérieur pour récupérer l’échantillon et aide au déshabillage du préleveur.

- Préparer un sac poubelle pour les déchets à détruire, un sac pour les déchets réutilisables à désinfecter et un container à aiguilles.
- Préparer la solution de chlore 0,5%.
- Sortir le milieu de transport Cary Blair® du frigo 30 minutes avant l'inoculation si conservé en chaîne de froid.
- Identifier le crachoir et le Cary Blair® (numéro d'identification unique du patient, lieu, date et heure du prélèvement) et préparer tout le matériel nécessaire au prélèvement.
- Porter une casaque, un masque N95, des gants stériles (par-dessus la casaque), des lunettes de protection et des chaussures fermées (voir [Chapitre 4](#)).
- **Eviter tout courant d'air dans la pièce de collecte** (pas de ventilateur ni de fenêtre ouverte pendant le prélèvement).
- Vérifier l'identité du patient.
- Expliquez la procédure au patient, vérifier ses antécédents médicaux, allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
- Expliquer au patient ce qu'est une expectoration et les étapes du prélèvement :
 - Il faut produire environ 5 mL ou l'équivalent d'une cuillère à soupe. Si l'échantillon est de bonne qualité, la quantité peut être réduite.
 - L'expectoration est épaisse et mucoïde, provient des poumons et peut être blanchâtre, verte ou teintée de sang.
 - La salive et les sécrétions nasales ne sont pas de bons échantillons (clairs et liquides).

Etapes du prélèvement

- Demander au patient de se rincer la bouche à l'eau claire.
- Tendre le crachoir au patient et lui demander de ne pas toucher l'intérieur.
- Installer le patient et se placer derrière lui afin d'éviter toute exposition lorsque le patient tousse.
- Expliquer au patient de :
 - Prendre une profonde inspiration et retenir sa respiration pendant 5 secondes. Relâcher l'air doucement. Recommencer 2 fois.
 - A la 3^e fois, inspirer profondément, bloquer la respiration quelques secondes et souffler fort.
 - Approcher le crachoir près de la bouche et souffler fort une nouvelle fois. Ce mouvement va permettre de faire remonter le crachat des poumons vers la bouche. **Ne pas toucher le crachoir avec la bouche.**
 - Cracher dans le crachoir directement.
- Vérifier la qualité du crachat. S'il n'est pas de bonne qualité, demander un nouveau crachoir à l'assistant et reprendre la procédure.
- Fermer le crachoir hermétiquement pour envoi tel quel ou introduire l'écouvillon dans le crachoir et prélever les parties muco-sanglantes. Bien imbiber l'écouvillon.
- Planter ensuite l'écouvillon dans la gélose du Cary Blair®.
Dans le cas où un milieu de transport Cary-Blair® n'est pas disponible, on peut utiliser un écouvillon imbibé de sérum physiologique stérile ou de l'eau stérile pour transporter l'échantillon. Il faut ajouter suffisamment de sérum physiologique stérile/eau stérile pour que l'écouvillon trempe dedans le temps du transport et ne dessèche pas.
- Fermer hermétiquement le Cary Blair®.
- Prendre le Cary Blair® et nettoyer l'extérieur avec du papier absorbant jetable pour éliminer toute trace de crachat. Faire la même chose avec le crachoir si le crachoir lui-même est envoyé.
- Jeter dans le sac pour destruction tout matériel entré en contact avec le patient et le restant du crachat (si le prélèvement est envoyé sous forme d'écouvillon).

- Protéger le Cary Blair® ou le crachoir en l'entourant de papier absorbant.
- Appeler l'assistant à l'extérieur de la pièce/à la porte. **Il ne doit pas entrer dans la pièce.** Il doit porter des gants et avoir un sachet/container de transport prêt.
- Placer le Cary Blair® ou le crachoir entouré de papier absorbant dans le sachet/container de transport. Ne pas toucher le sachet/container de transport lors du transfert.
- L'assistant ferme le sachet/container et désinfecte l'extérieur avec une solution de chlore 0,5%.
- L'assistant retire ses gants et se lave les mains.
- Le préleveur retire son équipement de protection individuelle en commençant par les gants, il se lave les mains ; il retire sa casaque, il se lave les mains ; il retire ses lunettes et se lave les mains ; et enfin, il retire le masque et se lave les mains.
- Pour transfert vers un laboratoire extérieur, un 3^e emballage UN3373 est nécessaire.

3.6 Prélèvement de selles

3.6.1 Selles

- ✓ Poliomyélite, hépatite E, choléra

Matériel

- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- POT A PRELEVEMENT, plast., 60 mL, non stérile, urine [STSSCONT6U-]
- POT A PRELEVEMENT, PP, 120-125 mL, stérile, selles + spatule [STSSCONT12SSS] pour poliomyélite uniquement

Pour des patients hospitalisés ou non continents, ajouter :

- BASSIN DE LIT, avec poignée, polypropylène [EMEQBEDP1P-]
- COUCHE pour adulte, taille grande ou moyenne, absorption super, u. u. [PHYPDIAPLAA ou PHYPDIAPMAA]

Patient ambulatoire/au laboratoire

- Identifier un pot à prélèvement avec le numéro d'identification unique du patient ainsi que la date, l'heure et lieu de prélèvement.
- Expliquer la procédure au patient, vérifier ses antécédents médicaux, allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier). Donner le pot à prélèvement au patient et l'informer de comment prélever les selles :
 - En cas de selles liquides : les recueillir directement dans le pot.
 - En cas de selles molles ou moulées :
 - Soit les recueillir directement dans le pot (stérile).
 - Soit à l'aide de la spatule stérile insérée dans le couvercle du pot à selles stérile, mettre un morceau de la taille de la première phalange d'un pouce d'adulte/d'une noix dans le flacon (prélever au centre de la selle). Si présence de pus ou de sang, prendre ces morceaux en particulier.
 - L'informer qu'il ne faut pas contaminer les selles avec des urines, du papier, du savon, etc.
- Ne pas remplir le pot à ras bord.
- Bien visser le couvercle du pot.

Patient hospitalisé portant des couches

- Identifier un pot à prélèvement avec le numéro d'identification unique du patient ainsi que la date, l'heure et lieu de prélèvement.
- Expliquer la procédure au patient, vérifier ses antécédents médicaux, allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains et mettre des gants.
- Transférer immédiatement à l'aide de la spatule le maximum des selles dans le pot.
Remarque : dans le cas de selles totalement liquides, un écouvillonnage rectal sera réalisé.
- Ne pas remplir le pot à ras bord.
- Bien visser le couvercle du pot.
- Retirer les gants et réaliser une procédure d'hygiène des mains.

Patient hospitalisé continent

- Identifier un pot à prélèvement avec le numéro d'identification unique du patient ainsi que la date, l'heure et lieu de prélèvement.
- Expliquer la procédure au patient, vérifier ses antécédents médicaux, allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
- Donner au patient un **bassin de lit** désinfecté et lui demander de déféquer directement dans le bassin de lit, soit dans le lit, soit dans la latrine.
- L'informer qu'il ne faut pas contaminer les selles avec des urines, du papier, du savon etc.
- A la récupération du bassin de lit, réaliser une procédure d'hygiène des mains et mettre des gants.
- Mettre un morceau de la taille de la première phalange d'un pouce d'adulte/d'une noix dans le flacon (prélever au centre de la selle). Si présence de pus ou de sang, prendre ces morceaux en particulier.
- Ne pas remplir le pot à ras bord.
- Bien visser le couvercle du pot.
- Retirer les gants et réaliser une procédure d'hygiène des mains.

3.6.2 Ecouvillonnage fécal dans un milieu de transport

- ✓ Choléra, shigellose, hépatite E

Matériel

- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
 - POT A PRELEVEMENT, plast., 60 mL, non stérile, urine [STSSCONT6U-]
 - AMIES AGAR CHARCOAL + ECOUVILLON, embout floqué, tige plast. [STSSTRTUAMAC2], pour shigellose (1^{er} choix)
 - CARYBLAIR GEL + ECOUVILLON, embout floqué, tige plast [STSSTRTUUCB1] pour Choléra, Shigellose
 - MILIEU TRANSP. UNIVERSEL+double ECOUV., 3 mL, embout polyester [STSSTRTUUTM1--], pour Hépatite E
-
- Sortir le milieu de transport du réfrigérateur 30 minutes avant l'inoculation, si conservé en chaîne de froid.
 - Expliquer la procédure au patient, vérifier les antécédents médicaux, y compris les allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
 - Identifier un pot à prélèvement, le donner au patient et l'informer de comment prélever les selles (voir procédure de prélèvement des selles, voir Chapitre 3, [Section 3.6.1](#)).
 - Identifier le tube de milieu de transport (numéro d'identification unique du patient, lieu, date et heure du prélèvement).
 - Introduire l'écouvillon du milieu de transport dans le pot contenant les selles. Dans les cas de suspicion d'une shigellose, prélever les parties muco-sanglantes. Bien imbiber l'écouvillon.
 - Placer ensuite l'écouvillon dans la gélose du milieu de transport (Amies Charbon ou Cary Blair®) ou dans le milieu de transport viral liquide.
 - Casser la tige en plastique au niveau de la zone prévue à cet effet.
 - Fermer hermétiquement le tube.
 - Protéger l'échantillon de la chaleur excessive (< 25 °C) et de la lumière directe du soleil en le mettant dans un récipient protecteur ou du papier aluminium.

3.6.3 Prélèvement de selles sur papier filtre

✓ Choléra

Matériel

MODULE PRELEVEMENT, 001, transport [KMEDSAM1C-]

- PINCE BRUCELLE, 14 cm, droite, inox [ELABFOBR1--]
 - MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
 - DISQUE PAPIER FILTRE, non imprégné, Ø 6 mm [ELABPAPFD6-]
 - CRYOTUBE, 2.0 mL, rond, filetage ext, non-stérile [ELABTUMC20EN]
 - SERUM PHYSIOLOGIQUE, NaCl, 0,9%, 5 mL, fl. plastique [SLASSODC9B5]
 - SACHET, plastique, 10 x 10 cm, fermeture à glissière [SMSUBAGP10-]
 - SACHET plastique, pour carte de santé, 16x22 cm, à glissière [SMSUBAGP16-]
 - ABAISSE LANGUE de bois [SMSUDEPT1W-]
 - POT A PRELEVEMENT, plast., 60 mL, non stérile, urine [STSSCONT6U-]
 - CARY-BLAIR GEL+ ECOUVILLON, embout floqué, tige plast [STSSTRUCB1]
-
- Expliquer la procédure au patient, vérifier ses antécédents médicaux, allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
 - Identifier un pot à prélèvement, le donner au patient et l'informer de comment prélever les selles (voir procédure de prélèvement des selles, Chapitre 3, [Section 3.6.1](#)).
 - Identifier le tube contenant déjà un disque de papier filtre (numéro d'identification unique du patient, lieu, date et heure du prélèvement).
 - Ouvrir le tube.
 - Prendre le disque avec des pinces propres ou une aiguille stérile, sans toucher les bords du tube.
 - Afin d'éviter la contamination des échantillons suivants :
 - Désinfecter et laver la pince entre 2 prélèvements (flamber la pince et laisser refroidir ou désinfecter avec une solution de chlore et bien rincer avec de l'eau filtrée).
 - L'aiguille stérile doit être changée entre chaque échantillon.
 - Tremper le disque dans l'échantillon de selles et le saturer avec l'échantillon.
 - Replacer le disque imbibé dans le tube.
 - Ajouter 2 à 3 gouttes de sérum physiologique pour éviter le dessèchement de l'échantillon.
 - Refermer le tube complètement.

Remarque : effectuer le prélèvement avant le début du traitement antibiotique et ne pas prélever des selles qui auraient été chlorées.

3.6.4 Ecouvillonnage rectal dans un milieu de transport

✓ Choléra, shigellose

Matériel

- SODIUM chlorure, 0,9%, 10 mL, amp. Plastique [DINJSODC9AP1]
- EAU pour injection, 10 mL, amp. Plastique [DINJWATE1A-]
- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- AMIES AGAR CHARCOAL + ECOUVILLON, embout floqué, tige plast. [STSSTRUAMAC2], pour shigellose (1^{er} choix)
- CARYBLAIR GEL + ECOUVILLON, embout floqué, tige plast [STSSTRUCB1]

- Sortir le milieu de transport du frigo 30 minutes avant l'inoculation, s'il est conservé en chaîne de froid.
- Identifier le tube (numéro d'identification du patient, lieu, date et heure du prélèvement).
- Expliquer la procédure au patient, vérifier les antécédents médicaux, y compris les allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
- Prendre en compte l'intimité du patient (pièce calme et sécurisée, avec un rideau ou paravent si nécessaire).
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains et mettre des gants.
- Humidifier l'écouvillon avec de l'eau stérile ou sérum physiologique stérile.
- Faire l'écouvillonnage rectal en grattant bien la muqueuse. Il faut que l'écouvillon soit coloré de selles.
- Planter ensuite l'écouvillon dans la gélose du milieu de transport Cary Blair® ou Amies Charbon.
- Fermer hermétiquement le tube. Conserver l'échantillon entre +15 °C et +25 °C et le protéger d'une lumière directe du soleil en le mettant dans un récipient protecteur ou entouré de papier aluminium.


3.7 Prélèvement d'urines

✓ Leptospirose, arbovirose

Matériel

- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- POT A PRELEVEMENT, plast., 60 mL, stérile [STSSCONT6--]

Remarques :

- Ce matériel est à utiliser avec des patients ambulatoires.
 -  Se référer au SOP de collecte d'urines du manuel [Nursing Care Procedures](#) pour des patients hospitalisés, avec sonde ou poche urinaire.
- Identifier le récipient (pot/flacon stérile) avec numéro d'identification du patient, lieu, date et heure du prélèvement).
 - Expliquer la procédure au patient, vérifier ses antécédents médicaux, allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
 - Demander au patient de se laver les mains.
 - Demander au patient de n'ouvrir le flacon qu'au dernier moment et de ne pas toucher l'intérieur.
 - Utiliser de préférence les premières urines du matin. Si cela n'est pas possible, il faut prévoir un certain délai (idéalement 4h) après la dernière miction pour prélever l'échantillon.
 - Le patient doit nettoyer la zone urinaire avant le prélèvement avec de l'eau et du savon puis désinfecter le méat urinaire et laisser sécher.
 - Si le patient est en mesure de le faire, il commence à uriner dans les toilettes, interrompt sa miction et récupère le deuxième jet dans le flacon de prélèvement. La fin de la miction peut également être directement éliminée dans les toilettes et ne pas être recueillie.
 - Bien refermer le flacon.
 - Demander au patient de se laver les mains.

3.8 Echantillon de peau et lésion cutanée

3.8.1 Ecouvillonnage de peau et de lésion

✓ Diphtérie

Matériel

- SODIUM chlorure, 0,9%, 10 mL, amp. Plastique [DINJSODC9AP1]
- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- COMPRESSE DE GAZE, 10 cm, 12 plis, 17 fils, stérile [SDRECOMP1S-]
- AMIES AGAR CHARCOAL + ECOUVILON, embout floqué, tige plast. [STSSTRTUAMAC2]
- Expliquer la procédure au patient, vérifier les antécédents médicaux, y compris les allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
- Identifier le milieu de transport (numéro d'identification unique du patient, lieu, date et heure du prélèvement).
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains et mettre des gants.
- Nettoyer les lésions avec du sérum physiologique stérile.
- Réaliser l'écouvillonnage en périphérie des fausses membranes recouvrant l'ulcération.
- Introduire l'écouvillon dans le milieu de transport Amies Charbon.

3.8.2 Ecouvillonnage de liquide de lésion de vésicule



Poxvirus : il est nécessaire de porter un équipement de protection individuelle adéquat (gants, blouse, appareil de protection respiratoire FFP2/N95 et protection faciale/lunettes) lors de la manipulation d'échantillon et tout contact avec des patients en cas de suspicion de Monkeypox.

Matériel

- SODIUM chlorure, 0,9%, 10 mL, amp. Plastique [DINJSODC9AP1]
- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- MILIEU TRANSP. UNIVERSEL+double ECOUV., 3 mL, embout polyester [STSSTRTUUTM1--], selon le laboratoire de référence
- TUBE+ECOUVILLON, embout polyester floqué, tige plast, sté [STSSTRTUP4-]
- Identifier le tube (numéro d'identification unique du patient, lieu, date et heure du prélèvement).
- Expliquer la procédure au patient, vérifier les antécédents médicaux, y compris les allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains et mettre les équipements de protection individuelle.
- Percer la vésicule avec l'écouvillon et écouvillonner la base de la lésion en tournant l'écouvillon stérile pour récupérer le liquide. Dans le cas où la lésion est sèche, imbiber l'écouvillon au préalable avec une goutte de sérum physiologique stérile.

- Placer l'écouvillon dans le tube.
- **Utiliser le milieu de transport viral en fonction des recommandations du laboratoire de référence.** Celui-ci n'est pas toujours nécessaire.
- Casser la tige en plastique à la zone prévue si applicable et refermer le tube.
- Il est également possible d'écouvillonner le fond de la lésion avec un écouvillon stérile après effondrement des pustules.

3.8.3 Prélèvement des croûtes



Poxvirus : il est nécessaire de porter un équipement de protection individuelle adéquat (gants, blouse, appareil de protection respiratoire FFP2/N95 et protection faciale/lunettes) lors de la manipulation d'échantillon et tout contact avec des patients en cas de suspicion de Monkeypox.

Matériel

- CHLORHEXIDINE 2%, 70% d'alcool isopropylique, TAMPON/LINGETTE [DEXTCHLHA2W]
 - MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
 - CRYOTUBES, 2.0 mL, conique, filetage ext., stér. sans DNA/RNase [ELABTUMC20EP]
 - COMPRESSE DE GAZE, 10 cm, 12 plis, 17 fils, stérile [SDRECOMP1S-]
 - AIGUILLE, u.u., Luer, ID, 26G (0,45 x 13 mm), brun [SINSNEED26-]
-
- Identifier les cryotubes (numéro d'identification unique du patient, lieu, date et heure du prélèvement).
 - Expliquer la procédure au patient, vérifier les antécédents médicaux, y compris les allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
 - Réaliser une procédure d'hygiène des mains. Mettre les équipements de protection individuelle.
 - Nettoyer la lésion avec la lingette de désinfectant (voir [Chapitre 4](#), pour d'autres options) et laisser sécher.
 - A l'aide d'une aiguille de 26G stérile, récolter au moins 4 croûtes : prélever 2 croûtes dans 2 localisations différentes du corps.
 - Placer chaque croûte dans un cryotube différent. Ne pas ajouter de milieu de transport viral. Il faut que les croûtes restent bien sèches.
 - Bien refermer les cryotubes.

3.9 Bubon pesteux

3.9.1 Ponction de bubon pesteux



Technique de prélèvement à réaliser par un médecin ou infirmier formé.

Il est impératif de porter un masque à haute filtration (FFP2/N95), une casaque, des lunettes de protection et des gants lors de manipulation d'échantillons et de tout contact avec des patients. Le prélèvement doit s'effectuer avec 2 personnes.

Matériel

- CHLORE NaDCC, 1 kg, granules, pot [CWATDISING1]
 - (NaDCC) CUILLERE DOSEUSE, 20 mL, ±15 g [CWATDISIHMS]
 - HYDRO-ALCOOLIQUE, solution, 500 mL, fl. [DEXTALCO5S-]
 - IODE POVIDONE, 10%, solution (100 mL, 200 mL, fl. Verseur ou 500 mL) [DEXTIODP1S-]
 - SODIUM chlorure, 0,9%, 10 mL, amp. plastique [DINJSODC9AP1]
 - MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
 - CHAMP STERILE, non-tissé [ELINDRSS++]
 - COMPRESSE DE GAZE, 10 cm, 12 plis, 17 fils, stérile [SDRECOMP1S-]
 - SPARADRAP, rouleau, 2 cm [SDRETAPA025]
 - CONTAINER A DECHETS TRANCHANTS [SINSCONT+++]
 - AIGUILLE, u.u., Luer, 19G (1,1 x 40 mm) crème, IV [SINSNEED19-]
 - SERINGUE, u.u., Luer, 5 mL [SINSSYDL05-]
 - GANTS CHIRURGICAUX, latex, u.u., stériles, paire, 7,5 [SMSUGLOS75-]
 - CARYBLAIR GEL + ECOUVILLON, embout floqué, tige plast [STSSTRTUCB1]
 - TUBE+ECOUVILLON, embout polyester floqué, tige plast, sté [STSSTRTUP4-], en l'absence de Cary Blair®
 - SACHET plastique, 14x17 cm, fermeture à glissière [SMSUBAGP14-], ou container de transport [STSSCONP++]
-
- Mettre le milieu de transport Cary Blair® à température ambiante pendant environ 30 minutes s'il a été conservé en chaîne de froid.
 - Ce prélèvement se réalise avec 2 personnes : le préleveur qui est dans la pièce avec le patient et qui réalise l'acte technique et l'assistant qui l'attend à l'extérieur pour récupérer l'échantillon et aide au déshabillage.
 - Préparer un sac poubelle pour les déchets à détruire, un sac pour les déchets réutilisables à désinfecter et container à aiguilles.
 - Préparer une solution de chlore 0,5%.
 - Identifier le Cary Blair® (numéro d'identification unique du patient, lieu, date et heure du prélèvement) et préparer tout le matériel nécessaire au prélèvement.
 - Porter une casaque, un appareil de protection respiratoire (FFP2/N95), des gants stériles (par-dessus la casaque), des lunettes de protection et des chaussures fermées. Utiliser un champ stérile.
 - Vérifier l'identité du patient.
 - Expliquer la procédure au patient, vérifier les antécédents médicaux, y compris les allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
 - Désinfecter le bubon et autour du bubon avec de la povidone iodée et laisser sécher.
 - Immobiliser le bubon avec la main.

- Avec une seringue de 5 mL et une aiguille de 19G, aspirer 2 mL de sérum physiologique stérile et piquer ensuite dans le bubon avec un angle perpendiculaire et injecter et aspirer plusieurs fois 1 à maximum 2 mL de sérum physiologique dans le bubon. Prélever un minimum de 2 mL de pus/liquide. Retirer l'aiguille et la seringue.
- Imbiber un écouvillon stérile avec le contenu de la seringue, **sans retirer l'aiguille**.
- Insérer l'écouvillon dans le Cary Blair®.
Dans le cas où un milieu de transport Cary-Blair® n'est pas disponible, on peut utiliser un écouvillon imbibé de sérum physiologique ou de l'eau stérile pour transporter l'échantillon. Il faut ajouter suffisamment de sérum physiologique/eau stérile pour que l'écouvillon trempe dedans le temps du transport et ne dessèche pas.
- Placer le Cary Blair®/le tube sur le portoir.
- Jeter l'aiguille dans le container à aiguilles (s'il n'y a pas de système de retrait d'aiguille, jeter l'aiguille et la seringue sans les désadapter). Jeter le matériel utilisé dans le sac pour destruction ou désinfection.
- Mettre un sparadrap sur le site de ponction.
- Prendre le Cary Blair® et nettoyer l'extérieur avec du papier absorbant jetable.
- Jeter tout matériel entré en contact avec le patient et le pus dans le sac pour destruction.
- Protéger le Cary Blair® en l'entourant de papier absorbant.
- Appeler l'assistant à l'extérieur de la pièce/à la porte. **Il ne doit pas entrer dans la pièce**. Il doit porter des gants et avoir un sachet/container de transport prêt.
- Placer le tube avec l'échantillon entouré de papier absorbant dans le sachet/container de transport. **Ne pas toucher le sachet lors du transfert**.
- L'assistant ferme le sachet/container de transport et désinfecte l'extérieur avec une solution de chlore 0,5%.
- L'assistant retire ses gants et se lave les mains.
- Le préleveur retire son équipement de protection individuelle en commençant par les gants, il se lave les mains ; il retire sa casaque, il se lave les mains ; il retire ses lunettes et se lave les mains ; et enfin, il retire le masque et se lave les mains.

3.9.2 Recueil de suc de bubon pestueux par suintement



Il est impératif de porter un masque à haute filtration (FFP2/N95), une casaque, des lunettes de protection et des gants lors de manipulation d'échantillons et de tout contact avec des patients. Le prélèvement est effectué par 2 personnes.

Matériel

- IODE POVIDONE, 10%, solution (100 mL, 200 mL, fl. Verseur ou 500 mL) [DEXTIODP1S-]
- CHLORE NaDCC, 1 kg, granules, pot [CWATDISING1]
- (NaDCC) CUILLERE DOSEUSE, 20 mL, ±15 g [CWATDISIHMS]
- SODIUM chlorure, 0,9%, 10 mL, amp. plastique [DINJSODC9AP1], si Cary-Blair® non disponible
- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- CHAMP STERILE, non-tissé [ELINDRSS++]
- COMPRESSE DE GAZE, 10 cm, 12 plis, 17 fils, stérile [SDRECOMP1S-]
- SPARADRAP, rouleau, 2 cm [SDRETAPA025]
- GANTS CHIRURGICAUX, latex, u.u., stériles, paire, 7,5 [SMSUGLOS75-]
- CARYBLAIR GEL + ECOUVILLON, embout floqué, tige plast [STSSTRUCB1]
- TUBE+ECOUVILLON, embout polyester floqué, tige plast, sté [STSSTRUP4-], si Cary-Blair® non disponible
- SACHET plastique, 14x17 cm, fermeture à glissière [SMSUBAGP14-], ou container de transport [STSSCONP++]

- Mettre le milieu de transport Cary Blair® à température ambiante pendant environ 30 minutes s'il a été conservé en chaîne de froid.
- Ce prélèvement se réalise avec 2 personnes : le préleveur qui est dans la pièce avec le patient et qui réalise l'acte technique et l'assistant qui l'attend à l'extérieur pour récupérer l'échantillon et aide au déshabillage du préleveur.
- Préparer un sac poubelle pour les déchets à détruire, un sac pour les déchets réutilisables à désinfecter et un container à aiguilles.
- Préparer une solution de chlore 0,5%.
- Identifier le Cary Blair® (numéro d'identification unique du patient, lieu, date et heure du prélèvement) et préparer tout le matériel nécessaire au prélèvement.
- Porter une casaque, un masque à haute filtration FFP2/N95, des gants stériles (par-dessus la casaque), des lunettes de protection et des chaussures fermées.
- Vérifier l'identité du patient.
- Expliquer la procédure au patient, vérifier les antécédents médicaux, y compris les allergies. Laisser l'opportunité au patient de poser des questions et obtenir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
- Désinfecter le bubon et autour du bubon avec de la povidone et laisser sécher.
- Imbiber un écouvillon stérile avec le liquide suintant du bubon.
- Insérer l'écouvillon dans le Cary Blair®.
Dans le cas où un milieu de transport Cary-Blair® n'est pas disponible, on peut utiliser un écouvillon imbibé de sérum physiologique ou de l'eau stérile pour prélever et transporter l'échantillon. Il faut ajouter suffisamment de sérum physiologique/eau stérile pour que l'écouvillon trempe dedans le temps du transport et ne dessèche pas.
- Placer le Cary Blair®/tube sur le portoir.
- Mettre un sparadrap sur le site de prélèvement.
- Prendre le Cary Blair®/tube et nettoyer l'extérieur avec du papier absorbant jetable.
- Jeter tout matériel entré en contact avec le patient et le suc dans le sac pour destruction.
- Protéger le Cary Blair®/tube en l'entourant de papier absorbant.
- Appeler l'assistant à l'extérieur de la pièce/à la porte. **Il ne doit pas entrer dans la pièce.** Il doit porter des gants et avoir un sachet/container de transport prêt.
- Placer le tube avec l'échantillon entouré de papier absorbant dans le sachet de transport.
Ne pas toucher le sachet/container de transport lors du transfert.
- L'assistant ferme le sachet/container de transport et désinfecte l'extérieur avec une solution de chlore 0,5%.
- L'assistant retire ses gants et se lave les mains.
- Le préleveur retire son équipement de protection individuelle en commençant par les gants, il se lave les mains ; il retire sa casaque, il se lave les mains ; il retire ses lunettes et se lave les mains ; et enfin, il retire le masque et se lave les mains.

3.10 Liquide céphalo-rachidien

3.10.1 Prélèvement par ponction lombaire (technique à réaliser par un médecin ou un infirmier formé à la technique)

Matériel

(module laboratoire) MENINGITE, ponction lombaire, 25 tests [KMEDMLAB118] :

- IODE POVIDONE, 10%, solution (100 mL, 200 mL, fl. Verseur ou 500 mL) [DEXTIODP1S-]
- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- (tube Ø 13/15 mm, 5 mL) PORTOIR [ELABTUBE12R]
- TUBE A CENTRIFUGER, 15 mL, fond conique, stérile PS cristal [ELABTUCE1SPC]
- TUBE A CENTRIFUGER, 15 mL, fond conique, stérile PP [ELABTUCE1SPP], si PASTOREX
- (tube à centrifuger, 15 mL, Ø18 mm) PORTOIR [ELABTUCER1-]
- BASSIN RENIFORME, 26 cm x 14 cm, inox (haricot) [EMEQKIDD26-]
- PLATEAU A PANSEMENTS, 30 x 20 x 3 cm, inox [EMEQTRAD3--]
- PINCE HEMOST. DE KOCHER, 14 cm, 1x2 dents courbe, 16-13-14 [ESURFOAK14C]
- COMPRESSE DE GAZE, 10 cm, 12 plis, 17 fils, stérile [SDRECOMP1S-]
- SPARADRAP, rouleau, 2 cm [SDRETAPA025]
- CONTAINER A TRANCHANTS [SINCONT+++]
- AIGUILLE PONCTION LOMBAIRE, u.u., 20G (0,9 x 90 mm) [SINSNESD20-]
- AIGUILLE PONCTION LOMBAIRE, u.u., 22G (0,7 x 40 mm) [SINSNESD22-]
- GANTS CHIRURGICAUX, latex, u.u., stériles, paire, 7,5 [SMSUGLOS75-]

Accessoires supplémentaires :

- HYDRO-ALCOOLIQUE, solution, 500 mL, fl. [DEXTALCO5S-]
- MASQUE CHIRURGICAL, type IIR, u.u. [ELINMASS3--]
- CHAMP STERILE, non-tissé [ELINDRSS++]

- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Vérifier l'identité du patient et lui expliquer le déroulement du soin. Recueillir son consentement verbal (qui sera consigné dans son dossier).
- Demander au patient de vider sa vessie/intestins avant de débiter la procédure.
- Prendre en compte l'intimité du patient (pièce calme et sécurisée, avec un rideau ou paravent si nécessaire).
- Nettoyer/désinfecter le plateau.
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Préparer le matériel dans le plateau.
- Identifier les tubes avec le numéro d'identification unique du patient, la date, l'heure et le lieu de prélèvement :
 - 1 tube pour chaque Trans Isolate (TI) ;
 - 1 tube pour PCR et analyses complémentaires ;
 - 1 tube spécial pour le Pastorex[®] si celui-ci est réalisé (tube spécial qui supporte une température de 100°C : PP^a).
- Réaliser une procédure d'hygiène des mains.
- Dans le cas d'un enfant de moins de 6 mois, administrer oralement une solution de sucre.

a PP : polypropylène.

- Réaliser une procédure d’hygiène des mains.
- Installer le patient en lui expliquant la position à prendre :
 - Position assise : au bord du lit, le corps penché en avant, le dos rond, menton contre la poitrine, la poitrine en appui sur un oreiller. Si le patient est un enfant, le tenir fermement pour éviter qu’il bouge pendant la ponction. S’assurer que les voies aériennes sont bien dégagées et que l’enfant peut respirer normalement.
 - Position allongée : si le patient est inconscient/jeune nourrisson. Placer le patient en décubitus latéral au bord du lit le dos arrondi (position fœtale), menton contre la poitrine, genoux relevés vers la poitrine, la tête posée sur un oreiller. Le patient doit être sur une surface dure de façon que la colonne vertébrale soit parallèle à cette surface et que l’axe transversal du dos soit vertical. Faire particulièrement attention lorsque l’on tient un jeune nourrisson. L’assistant ne doit pas tenir un jeune nourrisson par la nuque ni la lui fléchir afin d’éviter une obstruction des voies aériennes.
 - Dans le cas d’un nouveau-né, il faut le garder au chaud le plus possible et le déshabiller au moment de la ponction.
- L’assistant aide le médecin à s’habiller si nécessaire.
- Prendre des repères anatomiques :
Localiser l’espace situé entre la troisième et la quatrième (L3–L4) ou entre la quatrième et la cinquième (L4–L5) vertèbre lombaire (L3 se situe à la jonction de la ligne reliant les crêtes iliaques à la colonne vertébrale).

Infirmier	Médecin ou infirmier formé
Se laver les mains ou les désinfecter avec une solution hydroalcoolique.	Réaliser une procédure d’hygiène des mains. Mettre les gants stériles.
Nettoyer largement le site de ponction avec une solution désinfectante ou un savon ordinaire. Rincer et sécher la peau.	
Installer une protection sous la zone de ponction.	
Ouvrir un sachet de compresses stériles, les imbiber de polyvidone iodée solution dermique à 10%. Effectuer une première aseptie en badigeonnant largement le site de ponction.	
Ouvrir un autre sachet de compresses stériles, les imbiber de polyvidone iodée solution dermique à 10% et les présenter au médecin.	Effectuer une deuxième aseptie large du site de ponction. Il est possible d’administrer un anesthésique local (lidocaïne à 1 %) par infiltration dans la peau autour du point de ponction.
Demander au patient de rester immobile et de respirer calmement afin d’éviter un traumatisme.	
Dire au patient de signaler toute sensation ou type de douleur brutale, brûlure, etc.	

Infirmier	Médecin ou infirmier formé
<p>Ouvrir le sachet de l'aiguille à PL, la présenter au médecin.</p> <p>Faire face au patient pour le surveiller. Pour un nourrisson, l'aider à maintenir sa position en posant une main derrière la tête et l'autre derrière les genoux.</p>	<p>Prendre aseptiquement l'aiguille à PL. Réaliser la ponction lombaire, généralement au niveau des crêtes iliaques :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Utiliser une aiguille à ponction lombaire munie d'un mandrin/stylet (22G pour un jeune nourrisson, 20G pour un nourrisson plus âgé et un enfant ; s'il n'y en a pas, on peut utiliser des aiguilles hypodermiques). • Introduire l'aiguille au milieu de l'espace intervertébral en visant l'ombilic. • Pousser l'aiguille lentement. Elle va pénétrer facilement jusqu'à ce qu'elle rencontre le ligament situé entre les apophyses vertébrales (interépineux). Il faut exercer une pression un peu plus forte pour pénétrer dans ce ligament, puis l'on sent une résistance moindre lorsque l'on pénètre la dure-mère. Chez le jeune nourrisson, cette moindre résistance n'est pas toujours ressentie ; il faut donc faire avancer l'aiguille très prudemment. • Retirer le mandrin/stylet et des gouttes de liquide céphalorachidien vont sortir de l'aiguille. S'il n'y en a pas, on peut réintroduire le stylet/mandrin et faire avancer légèrement l'aiguille. • Ouvrir les tubes et les placer l'un après l'autre sous l'aiguille pour laisser écouler la quantité nécessaire de LCR dans chaque tube. Fermer immédiatement les tubes de manière aseptique : <ul style="list-style-type: none"> - 20 gouttes (1 mL) pour chaque TI ; - 40 gouttes (2 mL) pour PCR et analyses complémentaires ; - 20 gouttes (1 mL) dans un tube spécial PP pour le Pastorex® si celui-ci est réalisé. • Réinsérer le stylet/mandrin puis, retirer l'aiguille et le stylet/mandrin complètement et comprimer le point de ponction pendant quelques secondes. Recouvrir d'un pansement stérile. <p>Si l'aiguille est poussée trop loin, on risque de perforer la veine lombaire. Il y aura alors « ponction traumatique » et le liquide céphalorachidien sera teinté de sang. L'aiguille doit alors être retirée et il faut recommencer dans un autre espace intervertébral.</p>
<p>Imbiber une compresse stérile d'antiseptique et la présenter au médecin.</p>	<p>Retirer l'aiguille. Compresser le point de ponction avec la compresse imbibée d'antiseptique. Eliminer l'aiguille dans le collecteur à piquants-tranchants.</p>
<p>Présenter une compresse stérile sèche au médecin.</p>	<p>Appliquer la compresse sèche sur le point de ponction.</p>
<p>Appliquer le sparadrap.</p>	

- Installer le patient conscient en décubitus dorsal ou latéral selon sa préférence ; laisser le patient inconscient en décubitus latéral.
 - Demander au patient de rester allongé 2 heures après la ponction afin d'éviter les céphalées.
 - Mettre un urinal ou un bassin à portée de main.
- Eliminer les déchets.
- Retirer l'équipement de protection.
- Nettoyer et désinfecter le plateau.
- Se laver les mains ou les désinfecter avec une solution hydroalcoolique.
- Compléter les données dans le dossier du patient.
- Assurer le suivi du patient.

3.10.2 Inoculation du LCR sur Trans-Isolate (TI)

Matériel

(module laboratoire) MILIEU DE TRANSPORT POUR LCR 2019 [KMEDMLAB1201]

- AIGUILLE, u.u., Luer, 19G (1,1 x 40 mm) crème, IV [SINSNEED19-]
- AIGUILLE, u.u., Luer, 21G (0,8 x 40 mm) vert, IM [SINSNEED21-]
- SERINGUE, u.u., Luer, 1 mL, graduée au 1/100^e [SINSSYDL01-]
- RECIPIENT PROTECTEUR, transport échantillon, plast., Ø 44 mm [STSSCONP044P]

(module laboratoire) MILIEU DE TRANSPORT LCR chaine de froid 2019 [KMEDMLAB1201B]

- MILIEU TRANSPORT LCR (Trans-Isolate) [STSSTRUTI1]

Accessoires complémentaires :

- CHLORHEXIDINE 2%, 70% d'alcool isopropylique, TAMPON/LINGETTE [DEXTCHLHA2W]
- IODE POVIDONE, 10%, solution (100 mL, 200 mL, fl. Verseur ou 500 mL) [DEXTIODP1S-]
- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- COMPRESSE DE GAZE, 10 cm, 12 plis, 17 fils, stérile [SDRECOMP1S-]
- COTON hydrophile, rouleau, 500 g [SDRECOTW5R-], si envoi retardé
- CONTAINER A TRANCHANTS [SINSCONT+++]

Réaliser la ponction lombaire

- 2 TI doivent être préparés par patient : un pour envoyer au laboratoire de référence international (Oslo) et un qui reste dans le pays (laboratoire de référence national). Si les échantillons ne sont envoyés que dans un seul laboratoire, il n'est pas nécessaire d'inoculer 2 TI.
- Laisser le TI se mettre à température ambiante pendant 30 minutes.
- Vérifier qu'on ne voit pas de croissance de bactéries dans la phase solide et/ou que la phase liquide ne soit pas trouble.
- Identifier les flacons avec le numéro d'identification unique du patient, la date et le lieu de prélèvement.
- Soulever le couvercle métallique au centre et désinfecter le bouchon en caoutchouc avec de la chlorhexidine ou de la povidone iodée. **Laisser sécher.**
- Prélever 0,5 à 1 mL de LCR avec une seringue stérile et une aiguille 21G.
- Injecter le LCR dans le TI à travers le bouchon en caoutchouc.
- Jeter l'aiguille et la seringue dans le container à aiguilles.

- Si le TI ne peut pas être transporté dans la journée au laboratoire, il est essentiel de le ventiler pendant au moins 24h, en piquant une aiguille stérile 19G (bouchée par un coton) à travers le bouchon en caoutchouc du TI. Le délai maximum pour conserver le TI, ventilé, est de 2 à 3 semaines. **Le TI doit être conservé absolument à température ambiante après inoculation (ne pas dépasser 40 °C).**

Remarque : l'aiguille ne doit pas tremper dans le milieu liquide.

- Retirer l'aiguille de ventilation et la jeter dans un container à aiguilles avant de transporter le TI vers le laboratoire de référence.

3.10.3 Transfert de LCR dans un cryotube pour PCR

- ✓ Méningite, leptospirose, arboviroses

Matériel

- MARQUEUR, permanent, noir, pointe fine [ELABMARK1B-]
- CRYOTUBES, 2.0 mL, conique, filetage ext., stér. sans DNA/RNase [ELABTUMC20EP]
- PIPETTE DE TRANSFERT, graduée, plastique, stérile, u.u. [ELABPIPT1S-]
- PORTOIR, PK, 6x4 microtubes, autoclavable [ELABTUMR24PK]
- BOITE STOCKAGE, PP, 9x9 microtubes 1-2 mL, autoclavable [ELABTUMB81PP]

- Identifier le cryotube stérile avec le numéro d'identification unique du patient, la date et le lieu de prélèvement.
- Après avoir prélevé le LCR pour inoculation dans un TI, prélever avec une pipette de transfert stérile/pipette automatique avec embout filtré, la quantité de LCR nécessaire selon la pathologie recherchée, et la transférer dans le cryotube.
- Refermer le cryotube en vissant à fond.


Chapitre 4 : Hygiène et sécurité

4.1 Précautions standards	111
4.2 Equipements de protection individuelle	112
4.3 Hygiène respiratoire	114
4.4 Vaccination du personnel	115
4.5 Asepsie, antiseptie et désinfection.....	116
4.5.1 Asepsie	116
4.5.2 Antiseptie.....	116
4.5.3 Désinfection	116
4.6 Gestion des déchets	117
4.6.1 Type de déchets	117
4.6.2 Types de destruction	117

4.1 Précautions standards

Les précautions standards sont des mesures utilisées dans les lieux de soins afin d'éviter la transmission de germes entre les soignants, les patients, les accompagnants et la communauté mais également entre le patient et l'environnement.

Si la tenue de travail, le lavage des mains et le port des gants sont des prérequis à toute manipulation biologique, les éléments de protection individuelle complémentaires sont à considérer en fonction de l'environnement, du type d'agent pathogène suspecté et du risque de potentielles projections.

 Plus de détails sont disponibles dans le guide Hygiène dans les structures de soins, MSF-OCP, 2013 ainsi que dans le document [IPC-Pillar 3 Transmission-Based Precautions Guideline](#), MSF intersectional, 02/2020.

4.2 Equipements de protection individuelle

La transmission des pathogènes peut se faire de diverses manières : par inhalation, par contact direct, par ingestion ou par inoculation.

Les équipements de protection individuelle (EPI) sont utilisés afin d'éviter toute contamination du soignant mais également du patient et de l'environnement. Les EPI utilisés dépendront du pathogène suspecté.

- Gants : toutes les bagues ainsi que les bracelets doivent être retirés. Les gants sont à mettre sur des mains propres et sèches. Les ongles doivent être courts pour éviter d'endommager les gants.

Dans tous les cas, lors de soins au patient ou lors de la manipulation d'échantillons, de linges souillés ou de déchets médicaux, le port de gants est obligatoire. Dans certaines situations, les gants seront doublés, notamment lors de prélèvements réalisés au cours d'une opération chirurgicale.

Après le retrait des gants, il faut réaliser un lavage ou une désinfection des mains.

- Tenue de travail : elle est indissociable d'une bonne hygiène corporelle. Elle permet de réduire les risques infectieux liés à la transmission des microorganismes, présents dans l'environnement, de protéger le soignant de possibles projections de liquides biologiques ou de réactifs et de protéger le patient. La tenue de travail doit être changée tous les jours et lorsqu'elle est souillée. Le nettoyage de ces tenues de travail ne doit pas se faire à domicile pour s'assurer de la qualité du nettoyage et éviter la contamination de l'environnement familial.

- Protection oculaire : lunettes ou protège-visage sont utilisés pour protéger le soignant des gouttelettes lors de risques de projection de sang ou autres liquides biologiques ainsi que de liquides toxiques et/ou irritants. Ils sont réutilisables, il est indispensable de les nettoyer/désinfecter.


- Protection faciale : masque chirurgical ou appareil de protection respiratoire.

- Le masque chirurgical (type IIR) est porté, par le personnel médical et aussi par le patient contagieux. Il permet de protéger l'entourage du porteur et l'environnement des pathogènes se transmettant via gouttelettes. Il ne protège pas le porteur contre les infections à transmission aérienne mais contre les infections transmises par gouttelettes. Il faut le changer toutes les 3 heures ou lorsqu'il est souillé, mouillé ou abîmé.
- Dans le cadre de la pandémie à COVID-19, il est recommandé par l'OMS que les agents de santé portent un masque chirurgical en permanence ; un masque de protection respiratoire (N95/FFP2) lors de soins produisant des aérosols. Le port généralisé du masque (personnel, patients, visiteurs, prestataires de services et autres) dans les établissements de santé et par les patients hospitalisés lorsqu'il n'est pas possible de respecter la distanciation physique d'au moins un mètre ou lorsque ces patients se trouvent en dehors des lieux de soins est recommandé dans les zones à transmission communautaire.

L'appareil de protection respiratoire (FFP2 ou N95) permet de protéger le porteur dans le cas de pathologies respiratoires transmissibles par voie aérienne ou par gouttelettes. Il est utilisable pour des durées variables selon le pathogène. A vérifier avec un référent IPC pour plus de détails. Il doit être changé s'il est mouillé ou abîmé.

Tableau 4.1 - Type de protection pour le personnel selon le type de transmission (adapté de [IPC-Pillar 3 Transmission-Based Precautions Guideline](#), MSF intersectional, 02/2020)

Matériel		Type de précaution			
		Contact	Contact + gouttelettes	Aérienne	Aérienne + contact
PPE	Gants non- stériles	X	X		X
	Tablier/ blouse	X	X		X
	Masque chirurgical		X		
	Respirateur (FFP2/N95)		Si FHV	X	X
	Protection oculaire		X		

 En cas de Fièvre Hémorragique Virale, il faut utiliser le matériel spécifique (demander au référent laboratoire en cas de besoin).

- TABLIER DE PROTECTION, PVC, réutilisable [ELINAPRP1P-]
- TABLIER CHIRURGICAL, caoutchouc [ELINAPRS1R-]
- BLOUSE MEDICALE, blanche, manches courtes [ELINCOAW1+++]
- PANTALON CHIRURGICAL, tissé [ELINTROS1W+++]
- TUNIQUE CHIRURGICALE, tissé [ELINTUNS1W+++]
- LUNETTES DE PROTECTION, plastique [EMEQGLAS1P-]
- GANTS D'EXAMEN, latex, usage unique [SMSUGLOE1+++]
- GANTS CHIRURGICAUX, latex, u.u., stériles, paire, 7,5 [SMSUGLOS75-]
- COMBINAISON avec capuchon, u.u. (Tychem®C modèle CHA5) [SPPECVPHT+++]
- GANT D'EXAMEN, nitrile, manchette longue, u.u., non stér. [SPPEGLENE+++]
- GANTS protection, nitrile, taille 7, réutilisables, paire [PSAFGLOVN07]
- GANTS protection, nitrile, taille 8, réutilisables, paire [PSAFGLOVN08]
- LUNETTES DE PROTECTION PANOR., nez régulier, pas ventilé [SPPEGOGPRN1]
- (lunettes de protection) SPRAY ANTIBUEE, 500 mL [SPPEGOGPS5-]
- LUNETTES DE PROTECTION PANOR., nez régulier, ventil. indir. [SPPEGOGPRV1-]
- (lunettes prtct. vent.ind. Ultravision) OCULAIRE PANORAMIQUE [SPPEGOGPU101]
- LUNETTES DE PROTECTION PANOR., nez large, ventil. indir. [SPPEGOGPWV1]
- (lunettes de protection nez plat Ultravision) OCULAIRE PANOR [SPPEGOGPU201]
- CASAQUE LABORATOIRE, non-tissée, jetable [SPPEGOWNS1+++]
- CAGOULE, non-tissé, masque intégré , FHV, u.u [SPPEHOOD2--]

4.3 Hygiène respiratoire

Le port du masque chirurgical est nécessaire (par la personne malade) lorsqu'un personnel soignant ou un patient présente une toux d'origine infectieuse.

Le personnel médical porte un masque chirurgical lorsque le patient est suspect de pathologie transmise par des gouttelettes (coqueluche, rubéole...). En cas de tuberculose, rougeole, peste, ou fièvre hémorragique virale, c'est un appareil de protection respiratoire qui devra être porté, par le personnel soignant et les visiteurs.

- PROTEGE-VISAGE, anti-buée, 19x33 cm + bandeau, réutil., EPI [ELINFSSHR01]
- APPAREIL PROTECTION RESP, FFP2/N95+IIR, ss valve, bec de canard L [ELINMASP02L]
- APPAREIL PROTECTION RESP, FFP2/N95+IIR, ss valve, 3-panneaux M [ELINMASP03M]
- MASQUE CHIRURGICAL, type IIR, u.u. [ELINMASS3--]

Tableau 4.2 - Type de protection respiratoire pour le personnel et accompagnant selon le pathogène suspecté (adapté de [IPC-Pillar 3 Transmission-Based Precautions Guideline](#), MSF intersectional, 02/2020 et [COVID-19 intersection group IPC contact group](#) – 07/2020)

Pathologie	Type de contamination	Protection respiratoire
FHV	Gouttelettes et contact	Appareil de protection respiratoire (FFP2/N95)
Rougeole	Voie aérienne et contact	Appareil de protection respiratoire (FFP2/N95)
Rubéole (congénitale)	Gouttelettes et contact	Masque chirurgical
COVID-19	Voie aérienne, gouttelettes, contact et aérosol	Masque chirurgical
Coqueluche	Gouttelettes et contact	Masque chirurgical
Diptérie respiratoire	Gouttelettes et contact	Masque chirurgical
Méningite	Gouttelettes et contact	Masque chirurgical
Peste (respiratoire)	Voie aérienne, gouttelettes et contact	Appareil de protection respiratoire (FFP2/N95)

4.4 Vaccination du personnel

Suivant les recommandations générales de MSF, le personnel MSF est vacciné contre le tétanos et l'hépatite B. Dans la mesure du possible, il est recommandé de vacciner l'ensemble du personnel y compris le personnel du Ministère de la Santé actif dans des projets soutenus par MSF, si besoin en fournissant des vaccins.

En cas de flambées épidémiques de maladies à prévention vaccinale et dans des situations spécifiques où le personnel qui prélève et/ou manipule les échantillons est à risque d'être contaminé (dengue, fièvre jaune, encéphalite japonaise, Covid-19, Ebola, poliomyélite, rougeole, rubéole, choléra, fièvre typhoïde, coqueluche, diphtérie, méningite), la coordination médicale doit s'informer des recommandations de MSF en cours pour la protection du personnel afin de définir la meilleure stratégie de prévention ou vaccinale. La vaccination du personnel voire de leurs familles doit être facilitée et éventuellement organisée par MSF si possible.

4.5 Asepsie, antiseptie et désinfection

4.5.1 Asepsie

Travailler de manière aseptique signifie travailler sans apporter de micro-organismes dans la zone de travail. Cela consiste à utiliser les moyens mis à disposition (masques, gants, matériel stérile, ...) pour réaliser la tâche prévue.

4.5.2 Antiseptie

L'antiseptie consiste à éliminer de manière momentanée les micro-organismes présents sur la peau à l'aide d'un antiseptique.

- CHLORHEXIDINE 2%, 70% d'alcool isopropylique, TAMPON/LINGETTE [DEXTCHLHA2W], 1^{er} choix
- CHLORHEXIDINE 2%, 70% d'alcool isopropylique, sol., 250 mL, fl. [DEXTCHLHA2S2], 2^e choix
- IODE POVIDONE, 10%, solution (100 mL, 200 mL, fl. Verseur ou 500 mL) [DEXTIODP1S-], 3^e choix
- CHLORHEXIDINE digluconate 2%, solution aqueuse, 100 mL fl. [DEXTCHLH2AS], pour la néonatalogie

4.5.3 Désinfection

La désinfection est l'élimination de micro-organismes sur une surface de travail ou un objet. La désinfection est l'opération au résultat momentané permettant d'éliminer ou de tuer les micro-organismes et/ou d'inactiver les virus indésirables sur des milieux inertes contaminés en fonction des objectifs fixés.

4.6 Gestion des déchets

Assurer une bonne gestion des déchets médicaux permet de garantir la sécurité des personnes et d'éviter de disséminer des agents infectieux dans l'environnement.

4.6.1 Type de déchets

Dans tous les cas, le matériel et les restes d'échantillons doivent être manipulés avec précaution car considérés comme infectieux.

- Tranchants et piquants (aiguilles, lames de bistouri, embouts de pipettes etc.)
 - Ne pas recapuchonner les aiguilles.
 - Ne pas désadapter les aiguilles à la main.
 - Déposer immédiatement les aiguilles ou objets tranchants après usage sans manipulation, dans un container à aiguilles adapté situé au plus près du soin et dont le niveau maximal de remplissage est vérifié régulièrement.
 - Ne pas forcer lors de l'introduction de déchets piquants ou tranchants dans le collecteur de déchets.
 - Ne pas se promener avec une aiguille ou un tranchant souillé.
 - Ne pas déposer une aiguille ou un tranchant souillé sur le plan de travail.
- Matériel souillé à usage unique (pipettes de transfert, les abaisse-langues, les pots à urine, etc.) et substance biologique non utilisée.

4.6.2 Types de destruction

Plusieurs types de destruction sont possibles et ces méthodes peuvent être combinées pour optimiser la destruction de ces déchets.

Le choix de la méthode de destruction des déchets dépend de l'agent pathogène suspecté et de la nature des déchets. Les référents logistiques et médicaux du siège doivent être impliqués dans ce choix.

Décontamination

Il est possible d'utiliser des agents désinfectants (chlore, surfanios[®]/hexanios[®], etc.) s'il est prouvé que les micro-organismes pathogènes sont détruits par ces agents.

Dans certains cas, l'autoclavage en chaleur humide, si cette méthode est disponible sur le terrain, doit être envisagé.

- CHLORINE NaDCC, 1 kg, granules, pot [CWATDISING1]
- (NaDCC) CUILLERE DOSEUSE, 20 mL, ±15 g [CWATDISIHMS]
- CHLORINE, 1 g (NaDCC / dichloroisocyan. sodium 1.67 g), tab. [SDISNADC1T-5]
- DETERGENT/DESINFECTANT de surface, combi AQ [SDISSUQA+++]

Incinération

Pour assurer l'incinération correcte du matériel et des échantillons contaminés, l'incinérateur doit être suffisamment puissant. En fonction du type de déchets à incinérer (agents biologiques et chimiques), un incinérateur à moyenne température suffit (850 °C en postcombustion), ou un incinérateur à haute température est nécessaire.

Chapitre 5 :

Fiches de demande d'examen

5.1 Arboviroses : dengue, fièvre jaune, fièvre du Nil occidental, encéphalite, Zika et Chikungunya	121
5.2 COVID-19	122
5.3 Fièvres hémorragiques virales	123
5.4 Hépatite E	124
5.5 Poliomyélite	125
5.6 PoxVirus	126
5.7 Rougeole et rubéole	127
5.8 Choléra	128
5.9 Fièvre typhoïde	129
5.10 Shigellose	130
5.11 Coqueluche	131
5.12 Diphtérie	132
5.13 Leptospirose	133
5.14 Méningite à méningocoques	134
5.15 Peste	135

5.1 Arboviroses : dengue, fièvre jaune, fièvre du Nil occidental, encéphalite, Zika et Chikungunya

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Vaccinations préalables avec nombre de doses, dates et types de vaccins contre une/des arboviroses :

Source d'information : Carte Anamnèse

Signes et Examen clinique

Fièvre à ____ °C depuis ____ jours Céphalées, myalgies Rash
 Arthralgies Douleurs rétro-orbitaires Autres : _____
 Signes méningés Signes hémorragiques Signes neurologiques
 Signes hépatiques Signes rénaux Grossesse

Examens biologiques

Dengue TDR Effectué Date : _____
 Ag NS1 : Positif Négatif ; IgM : Positif Négatif ; IgG : Positif Négatif
 Paludisme TDR /goutte épaisse : Effectué(e) Positif Négatif Date : _____

Traitement

Date de début : _____ Lequel/dose : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Maladie suspectée : _____

Prélèvement : date du prélèvement : _____

Nature du prélèvement :

Sérum Plasma Taches de sang séché (DBS) Autre : _____

Examen demandé : _____

5.2 COVID-19

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Vaccinations préalables avec nombre de doses, dates et types de vaccins :

Source d'information : Carte Anamnèse

Signes et Examen clinique

Au moins un des symptômes majeurs suivants d'apparition aiguë sans autre cause évidente :

Toux Dyspnée Douleur thoracique
 Dysgueusie Anosmie

Ou au moins deux des symptômes mineurs suivants sans autre cause évidente :

Douleurs musculaires Fatigue Rhinite Maux de gorge
 Céphalées Anorexie Diarrhée aqueuse Confusion aiguë
 Chute soudaine Fièvre à ____°C depuis ____ jours

Ou une aggravation de symptômes respiratoires chroniques (BPCO, asthme, toux chronique) sans autre cause évidente.

Examens biologiques

Test rapide antigène : _____ Date : _____
 Test rapide anticorps : _____ Date : _____

Facteurs de risque, exposition

Contact avec patient confirmé Retour d'une zone avec transmission active
 Autre

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Contexte : Investigation épidémie Suivi durant épidémie Fin d'épidémie

Prélèvement : date du prélèvement : _____

Nature du prélèvement :

Ecouvillon oropharyngé Ecouvillon nasopharyngé

Examen demandé : _____

5.3 Fièvres hémorragiques virales

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Vaccinations préalables avec nombre de doses, dates et types de vaccins :

Source d'information : Carte Anamnèse

Signes et Examen clinique

Au moins un des symptômes majeurs suivants d'apparition aiguë sans autre cause évidente :

- | | | |
|---|--|---|
| <input type="checkbox"/> Fièvre à ____°C depuis ____ jours | <input type="checkbox"/> Rash cutané | <input type="checkbox"/> Diarrhées |
| <input type="checkbox"/> Epistaxis | <input type="checkbox"/> Myalgies/arthralgies | <input type="checkbox"/> Vomissements (couleur) |
| <input type="checkbox"/> Méléna/hématémèse | <input type="checkbox"/> Douleurs abdominales | <input type="checkbox"/> Ictère |
| <input type="checkbox"/> Pétéchies | <input type="checkbox"/> Céphalées | |
| <input type="checkbox"/> Saignements aux points d'injection | <input type="checkbox"/> Autres signes hémorragiques : _____ | |
| <input type="checkbox"/> Grossesse | <input type="checkbox"/> Signes neurologiques | <input type="checkbox"/> Abdomen foie, rate |
| <input type="checkbox"/> Signes pulmonaires | <input type="checkbox"/> Signes cutanés | <input type="checkbox"/> Autre : _____ |

Examens biologiques

- Paludisme : TDR /goutte épaisse Effectué(e) Positif Négatif Date : _____
- Urines - résultats : _____ Date : _____
- Autre : _____ Date : _____

Facteurs de risque, exposition

- Contacts avec patients suspects ou avec animaux, viandes Séjour en zone d'épidémie
- Séjour en forêts/grottes avec présence de singes/chauves-souris

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Maladie suspectée : _____

Prélèvement : date du prélèvement : _____

Nature du prélèvement :

- Sang total Ecouvillon buccal

Examen demandé : _____

5.4 Hépatite E

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Vaccinations préalables avec nombre de doses, dates et types de vaccins :

Source d'information : Carte Anamnèse

Signes et Examen clinique

Fièvre à ____°C depuis ____ jours Ictère Vomissements
 Douleurs abdominales Autres : _____
 Grossesse Signes cutanés Signes neurologiques
 Abdomen, foie, rate Signes pulmonaires

Examens biologiques

ALAT : _____ Date : _____
 Autre : _____ Date : _____

Facteurs de risque, exposition

Contacts avec patient confirmé

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Contexte : Investigation épidémie Suivi durant épidémie Fin d'épidémie

Prélèvement : date du prélèvement : _____

Nature du prélèvement :

Sérum Taches de sang séché (DBS)
 Selles (spécifier le type d'échantillon) : _____

Examen demandé : _____

5.5 Poliomyélite

DEMANDEUR

Pays :
 Région :
 Ville :
 Centre de traitement :
 Examen demandé par : Dr
 Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
 Age :
 Sexe :
 Profession/activités :
 Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date début paralysie : _____
 Date consultation / hospitalisation : _____

Vaccinations poliomyélite préalables avec nombre de doses, dates et types de vaccins :

Source d'information : Carte Anamnèse

Signes et Examen clinique

Fièvre à ____°C depuis ____ jours
 Paralysie ; localisation : _____
 Installation lente Installation rapide Incontinence urinaire
 Force musculaire Sensibilité Reflexes ostéotendineux

Examens biologiques

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Prélèvement :

Date du prélèvement : _____ 1^{er} échantillon 2^e échantillon

Nature du prélèvement : Selles

Examen demandé : _____

5.6 PoxVirus

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Signes et Examen clinique

Fièvre à ____°C depuis ____ jours Autre : _____

Signes cutanés ; localisation : _____

Vésicules

Escarre

Pustules

Lymphangite satellite

Croûtes

Adénopathies ; localisation : _____

Examens biologiques

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Prélèvement : date du prélèvement : _____

Nature du prélèvement :

Sérum

Liquide vésiculaire

Croûtes

Examen demandé : _____

5.7 Rougeole et rubéole

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Vaccinations antirougeole/antirubéole préalables avec nombre de doses, dates et types de vaccins :

Source d'information : Carte Anamnèse

Autres vaccinations avec dates : _____

Signes et Examen clinique

Au moins un des symptômes majeurs suivants d'apparition aiguë sans autre cause évidente :

- | | |
|--|---|
| <input type="checkbox"/> Fièvre à ____°C | <input type="checkbox"/> Toux |
| <input type="checkbox"/> Rhinorrhée | <input type="checkbox"/> Conjonctivite |
| <input type="checkbox"/> Signes muqueux et cutanés | |
| <input type="checkbox"/> Signe de Köplick | <input type="checkbox"/> Eruption <input type="checkbox"/> Desquamation |
| <input type="checkbox"/> Signes de surinfection pulmonaire | <input type="checkbox"/> Diarrhée <input type="checkbox"/> Signes de déshydratation |

Examens biologiques

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Maladie suspectée : _____

Contexte : Investigation épidémie

Prélèvement : date du prélèvement : _____

Nature du prélèvement :

- Sérum Sang sur papier filtre (DBS)

Examen demandé : _____

5.8 Choléra

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Vaccinations préalables avec nombre de doses, dates et types de vaccins :

Source d'information : Carte Anamnèse

Signes et Examen clinique

- Diarrhées : fréquence : _____ couleur : _____
 Vomissements : fréquence : _____ couleur : _____
 Obnubilation
 Coma
 Signes de déshydratation : modérée sévère
 Signes de choc
 Autre : _____

Examens biologiques

TDR : Effectué Positif Négatif Date : _____

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Prélèvement : date du prélèvement : _____

Nature du prélèvement :

- Selles sur Cary Blair® Selles sur papier filtre Ecouvillon rectal sur Cary Blair®

Examen demandé : _____

5.9 Fièvre typhoïde

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Vaccinations anti-typhoïdes préalables avec nombre de doses, dates et types de vaccins :

Source d'information : Carte Anamnèse

Signes et Examen clinique

- | | | |
|---|--|------------------------------------|
| <input type="checkbox"/> Fièvre à ____°C depuis ____ jours | <input type="checkbox"/> Céphalées | <input type="checkbox"/> Epistaxis |
| <input type="checkbox"/> Douleurs abdominales | <input type="checkbox"/> Diarrhée / constipation | |
| <input type="checkbox"/> Asthénie, anorexie | <input type="checkbox"/> Prostration, confusion | |
| <input type="checkbox"/> Signes cutanés : taches rosées lenticulaires | <input type="checkbox"/> Signes neurologiques | |
| <input type="checkbox"/> Splénomégalie | <input type="checkbox"/> Pouls : _____ | |
| <input type="checkbox"/> Abdomen chirurgical | <input type="checkbox"/> Autre : _____ | |

Examens biologiques

Paludisme : TDR /goutte épaisse Effectué(e) Positif Négatif Date : _____
Numération formule sanguine : numération des leucocytes : _____
_____ Date : _____

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Maladie suspectée : _____

Prélèvement : date et heure du prélèvement : _____

Date de début du traitement antibiotique : _____

Nature du prélèvement : hémoculture

Examen demandé : _____

5.10 Shigellose

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Signes et Examen clinique

- | | |
|--|---|
| <input type="checkbox"/> Fièvre à ____°C depuis ____ jours | <input type="checkbox"/> Douleurs abdominales |
| <input type="checkbox"/> Histoire de sang dans les selles | <input type="checkbox"/> Diarrhées : fréquence _____ |
| <input type="checkbox"/> Perte de poids, malnutrition | <input type="checkbox"/> Autre : _____ |
| <input type="checkbox"/> Signes de déshydratation : <input type="checkbox"/> modérée <input type="checkbox"/> sévère | |
| <input type="checkbox"/> Obnubilation, convulsions, coma | <input type="checkbox"/> Sang dans les selles (macroscopie) |
| <input type="checkbox"/> Autre : _____ | |

Examens biologiques

Microscopie des selles - résultats : _____ Date : _____

Facteurs de risque, exposition

Contact avec des personnes présentant une diarrhée sanglante

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Maladie suspectée : _____

Prélèvement : date du prélèvement : _____

Nature du prélèvement :

- | | |
|---|--|
| <input type="checkbox"/> Ecouvillon fécal sur Amies charbon | <input type="checkbox"/> Ecouvillon rectal sur Amies charbon |
| <input type="checkbox"/> Ecouvillon fécal fécal sur Cary Blair® | <input type="checkbox"/> Ecouvillon rectal sur Cary Blair® |

Examen demandé : _____

5.11 Coqueluche

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début de la toux : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Vaccinations préalables avec nombre de doses, dates et types de vaccins :

Source d'information : Carte Anamnèse

Autres vaccinations avec dates : _____

Signes et Examen clinique

- Fièvre à ____°C depuis ____ jours
 Quinte de toux « Chant du coq »
 Vomissements déclenchés par la toux Apnée/cyanose
 Signes de surinfection pulmonaire Perte de poids Signes neurologiques

Examens biologiques

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Prélèvement : date du prélèvement : _____

Nature du prélèvement :

- Aspiration nasopharyngée Ecouvillon nasopharyngé
 Expectoration

Examen demandé : _____

5.12 Diphtérie

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Vaccinations préalables avec nombre de doses, dates et types de vaccins :

Source d'information : Carte Anamnèse

Autres vaccinations avec dates : _____

Signes et Examen clinique

- Fièvre à ____°C depuis ____ jours
 Angine pseudomembraneuse Adénopathies
 Laryngite Œdème cervical
 Lésions de la peau Autre : _____

Examens biologiques

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Date début traitement antibiotique : _____ Lequel : _____

Date début sérothérapie : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Contexte : Investigation épidémie Suivi durant épidémie Fin d'épidémie

Prélèvement : date du prélèvement : _____

Date début traitement antibiotique : _____ Date début sérothérapie : _____

Nature du prélèvement :

- Ecouvillon de peau Ecouvillon naso-pharyngé Ecouvillon de gorge

Examen demandé : _____

5.13 Leptospirose

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Vaccinations (hépatites, FJ, etc.) préalables avec dates et types de vaccins :

Signes et Examen clinique

- | | | |
|--|--|---|
| <input type="checkbox"/> Fièvre à ____°C depuis ____ jours | <input type="checkbox"/> Céphalées | <input type="checkbox"/> Ictère |
| <input type="checkbox"/> Myalgies/arthralgies | <input type="checkbox"/> Douleurs abdominales | <input type="checkbox"/> Diarrhées/vomissements |
| <input type="checkbox"/> Pétéchies | <input type="checkbox"/> Autres signes hémorragiques : _____ | |
| <input type="checkbox"/> Signes neurologiques | <input type="checkbox"/> Hémorragie conjonctivale | |
| <input type="checkbox"/> Signes pulmonaires | <input type="checkbox"/> Autre : _____ | |

Examens biologiques

- Paludisme : TDR /goutte épaisse Effectué(e) Positif Négatif Date : _____
- Numération formule sanguine : numération des leucocytes : _____ Date : _____
- Urines - résultats : _____ Date : _____
- Autres : _____ Date : _____

Facteurs de risque, exposition

- Contacts avec eau souillée (urines de rats en particulier)
- Contacts avec patients suspects

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Prélèvement : date du prélèvement : _____

Nature du prélèvement :

- Sang total (EDTA) Sérum LCR Urines

Examen demandé : _____

5.14 Méningite à méningocoques

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Vaccinations préalables avec nombre de doses, dates et types de vaccins :

Source d'information : Carte Anamnèse

Prise de traitements depuis les symptômes : _____

Signes et Examen clinique

- Fièvre à ____°C depuis ____ jours Céphalées
 Vomissements Photophobie
 Raideur de la nuque Signe de Brudzinski ou Kernig
 Bombement de la fontanelle Convulsions Coma

Examens biologiques

- Paludisme : TDR /goutte épaisse Effectué(e) Positif Négatif Date : _____
 Ponction lombaire - résultats : _____ Date : _____
Couleur du LCR : _____
Numération des cellules : _____
Gram : _____
Pastorex® : _____

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Contexte : Investigation épidémie Suivi durant épidémie Fin d'épidémie

Prélèvement : date du prélèvement : _____

Date début traitement antibiotique : _____ Dose : _____

Nature du prélèvement :

- LCR dans Trans Isolate LCR dans cryotube

Examen demandé : _____

5.15 Peste

DEMANDEUR

Pays :
Région :
Ville :
Centre de traitement :
Examen demandé par : Dr
Email projet :

PATIENT

N° identification unique :
Age :
Sexe :
Profession/activités :
Lieu d'habitation :

Histoire de la maladie : _____

Date début des symptômes : _____ Date consultation / hospitalisation : _____

Signes et Examen clinique

- | | |
|--|---|
| <input type="checkbox"/> Fièvre à ____°C depuis ____ jours | <input type="checkbox"/> Frissons, myalgies |
| <input type="checkbox"/> Ganglion douloureux | <input type="checkbox"/> Céphalées |
| <input type="checkbox"/> Toux quinteuse | <input type="checkbox"/> Hémoptysie |
| <input type="checkbox"/> Détresse respiratoire | |
| <input type="checkbox"/> Bubon | <input type="checkbox"/> Signes pulmonaires |
| <input type="checkbox"/> Signes septicémiques | <input type="checkbox"/> Signes méningés |

Examens biologiques

Facteurs de risque, exposition

- Présence de rats Présence de puces

Traitement

Date de début : _____ Lequel : _____

Evolution clinique (avec dates d'amélioration, aggravation ou décès) : _____

Prélèvement : date du prélèvement : _____

Date début traitement antibiotique : _____ Dose : _____

Nature du prélèvement :

- Ecouvillon de suc de bubon pesteux (Cary Blair® ou Sec) Expectoration
 Ecouvillon d'expectoration (Cary Blair® ou Sec)

Examen demandé : _____

Chapitre 6 :

Transport d'échantillons

6.1 Dispositions légales	139
6.2 Classification des échantillons	140
6.2.1 Cas particulier de l'envoi de DBS	141
6.3 Matière biologique de catégorie B - UN3373	142
6.3.1 Matériel de transport, température de transport, instruction d'emballage. ...	142
6.3.2 Marquage, étiquetage	143
6.3.3 Modes de transport	143
6.3.4 Documents administratifs	144
6.4 Matière infectieuse de catégorie A - UN2814	145
6.4.1 Matériel de transport, température de transport, instruction d'emballage	145
6.4.2 Marquage, étiquetage	146
6.4.3 Modes de transport	147
6.4.4 Documents administratifs	147
6.5 Préparation de la chaîne de froid	149
6.5.1 Envoi de +2 °C à +8 °C avec des accumulateurs à eau de 0,6 L	149
6.6 Documentation	150
6.6.1 IATA : Catégorie A - UN2814	150
6.6.2 Exemple de déclaration de marchandises dangereuses (ou DGD)	151
6.6.3 Exemple de certificat de don	152
6.6.4 Exemple de lettre de transport aérien (LTA) ou Airway Bill	153
6.6.5 Etiquette Pasteur	154
Références Chapitre 6	155

6.1 Dispositions légales

Les prélèvements biologiques sont considérés comme des « matières dangereuses » dont le transport est soumis à une réglementation stricte qui repose sur les « Recommandations des Nations Unies relatives au transport des marchandises dangereuses »^{1.a}.

Pour les transports aériens, l'IATA (International Air Transport Association) a intégré ces recommandations dans sa « Réglementation pour le transport aérien des marchandises dangereuses » à laquelle de nombreuses compagnies aériennes sont assujetties, y compris les transporteurs express de type DHL. Cette réglementation est mise à jour chaque année.

La réglementation internationale (IATA) sur le transport aérien est la plus restrictive.

Quel que soit le type de transport : national ou international, routier, ferroviaire, maritime ou aérien, tout transport d'échantillons potentiellement infectieux effectué par MSF doit se conformer à cette réglementation.

Selon les recommandations des Nations Unies relatives au transport des marchandises dangereuses, les prélèvements biologiques font partie de la classe de danger « 6.2-Matières Infectieuses ».

a Règlement type pour Le transport des marchandises dangereuses. (2019). *Recommandations relatives au transport des marchandises dangereuses : règlement type*. <https://doi.org/10.18356/4e02b40b-fr>

6.2 Classification des échantillons

Les matières infectieuses sont divisées en trois catégories en fonction du risque :

<p>Matière infectieuse de catégorie A Classée UN2814</p>	<p>Matière infectieuse sous une forme qui peut, en cas d'exposition à celle-ci provoquer une invalidité permanente, constituer une menace ou provoquer la mort tant chez l'homme que chez l'animal alors que celui-ci était par ailleurs en bonne santé.</p>
<p>Matière infectieuse de catégorie B Classée UN3373</p>	<p>Matière biologique qui ne satisfait pas aux critères de la catégorie A mais qui contient des pathogènes susceptibles de contaminer l'homme ou l'animal, sans risque de mort ou d'invalidité permanente. Les échantillons qui contiennent des pathogènes qui ne se trouvent pas dans la classe UN2814 ou qui ne relèvent pas des exemptions (lames ou taches de sang séché – DBS) sont à considérer dans la classe UN3373.</p>
<p>Les exemptions</p>	<p>Certains produits biologiques, pour des raisons diverses ne rentrent ni dans la catégorie A, ni dans la catégorie B, ils constituent des exemptions et la réglementation IATA n'est pas applicable.</p>

L'information concernant la classe de danger pour chacun des pathogènes décrits dans le guide se trouve dans le [Chapitre 2](#). Un tableau complet des matières infectieuses de Catégorie A – UN2814 se trouve dans le catalogue MSF, volumes 5, 6 et 8 (voir [Section 6.6.1](#)).

L'utilisation de carboglace comme réfrigérant nécessite également une déclaration car il s'agit d'une matière dangereuse. Il est nécessaire d'ajouter sur les colis concernés : UN1845 « Carbon dioxide solid » (+ étiquette de danger spécifique). Il faut également indiquer sur la lettre de transport aérien (LTA) : UN1845 « Carbon dioxide solid », le nombre de colis et la quantité nette de carboglace ajoutée par colis. Il faudra l'indiquer aussi sur la Déclaration de Marchandises Dangereuses si elle accompagne des matières infectieuses de la catégorie UN2814.

Chaque type de transport international est associé à des documents et conditions précises en termes de :

- Instruction d'emballage
- Marquage et étiquetage
- Mode de transport
- Documentation administrative

Il faut donc :

- Classer la matière dangereuse à transporter dans l'une des trois catégories (UN2814, UN3373 ou exemptions). C'est au personnel médical de déterminer à quelle catégorie appartiennent les échantillons concernés.
- Connaître la température de transport recommandée : à température ambiante, en chaîne de froid (négative ou positive).
- En cas de doute et pour toute question, s'adresser au référent de laboratoire.

6.2.1 Cas particulier de l'envoi de DBS

Les DBS sont une de ces exemptions pour les envois selon IATA².

Le DBS complètement sec devra être placé dans un sachet individuel avec dessiccant, le tout mis dans une enveloppe et transporté par transporteur rapide avec traçabilité de l'envoi (type DHL, UPS, FedEx).

Pour un envoi des DBS par transporteur, les critères qui doivent être suivis sont :

- Avoir un triple emballage, avec les deux premiers emballages (sachets individuels puis sachet zip-lock) qui doivent être imperméables.
- Le troisième emballage (enveloppe ou carton) doit mesurer au minimum 10 x 10 cm.
- L'indication « Exempt Human Specimen » doit apparaître sur le colis (emballage extérieur) et sur la LTA ou Airway bill.

Il est possible que le transporteur demande des documents prouvant l'exemption des échantillons³. Il faut se renseigner auprès du référent de laboratoire.

6.3 Matière biologique de catégorie B - UN3373

6.3.1 Matériel de transport, température de transport, instruction d'emballage.

Quelle que soit la température de transport, l'emballage doit être constitué de trois éléments :

- Un récipient primaire
- Un emballage secondaire* et
- Un emballage extérieur rigide

* Pour les matières biologiques liquides, une matière absorbante doit être placée entre le (les) récipient(s) primaire(s) et l'emballage secondaire pour absorber la totalité du contenu en cas de fuite. Chaque échantillon primaire doit être enveloppé individuellement afin qu'il n'y ait pas de contact entre les échantillons.

Le volume maximum du récipient primaire doit être de 1 litre et l'emballage extérieur ne doit pas contenir plus de 4 litres de matières dangereuses liquides, ex. échantillons de sang ou urine, ou 4 kg de matières dangereuses solides (ex. écouvillons ou trans-isolate). Ce poids ou volume ne tient pas compte des accumulateurs de froid ou de la carboglace.

Remarque : selon la quantité de matière dangereuse à envoyer, vérifier le poids ou volume maximal pour laquelle l'emballage a été fabriqué et qui peut être inférieur aux quantités ci-dessus. Le fabricant fournira les caractéristiques de son produit.

– Transport à température ambiante : instruction d'emballage IATA 650

2 articles disponibles dans le catalogue MSF :

- BOITE, triple emballage, matière biologique UN3373 + sachet [STSSUN62DS-] (Figure 6.1)
- BOITE, triple emballage, matière biologique UN3373 + récipient [STSSUN62DS2]
- + SACHET, polyéthylène, pour transport échantillon, 20 x 30 cm [ELABPOUP203]

– Transport en chaîne de froid entre +2 et +8 °C : instruction d'emballage IATA 650

2 articles disponibles dans le catalogue MSF :

- BOITE ISOTHERME, triple emb, substance biologique UN3373 + sachet [STSSUN62DSI] (Figure 6.2)
- BOITE ISOTHERME, triple emb, substance biologique UN3373 + récipient [STSSUN62DSI2]



Figure 6.1 - Matériel d'envoi UN3373
Température ambiante



Figure 6.2 - Matériel d'envoi UN3373
Chaîne de froid

La température contrôlée est assurée par 4 accumulateurs de froid congelés au préalable et placés entre l'emballage secondaire et l'emballage extérieur.

La boîte isotherme permet de conserver les prélèvements entre +2 °C et +8 °C pendant 48 heures avec 4 accumulateurs de froid à une température ambiante de +28 °C.

Matériel complémentaire disponible :

- RECIPIENT PROTECTEUR, transport échantillon, plast., Ø 30 mm [STSSCONP030P]
- RECIPIENT PROTECTEUR, transport échantillon, plast., Ø 44 mm [STSSCONP044P]
- RECIPIENT PROTECTEUR, transport échantillon, plast., Ø 130mm [STSSCONP130P]

6.3.2 Marquage, étiquetage

La réglementation concernant le marquage et l'étiquetage est identique pour le transport à température ambiante et en chaîne de froid (entre +2 °C et +8 °C). Des informations additionnelles et une étiquette de danger sont nécessaires sur les emballages extérieurs contenant de la carboglace (voir [Section 6.2](#)).

Sur l'emballage extérieur doivent figurer les informations suivantes :

- Le pictogramme suivant d'au moins 50 mm de côté: avec la mention « Biological substance, category B » en caractères de 6 mm minimum, adjacent au pictogramme.

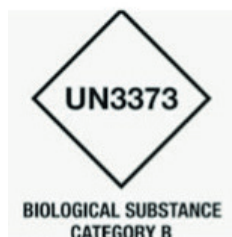


Figure 6.3 - Pictogramme UN3373

- Le **nom et l'adresse physique du destinataire** doivent être remplis dans les emplacements prévus à cet effet (pas de boîte postale mais tout détail pouvant faciliter une livraison directe).
- Le **nom et l'adresse physique de l'expéditeur** doivent être remplis dans les emplacements prévus à cet effet.
- Le **nom et le numéro de téléphone d'une personne du terrain** pouvant être contacté 24h/24 doivent être remplis dans les emplacements prévus à cet effet.
- En cas d'envoi au laboratoire de l'Institut Pasteur en France, il faut apposer l'étiquette dédiée (voir [Section 6.6.5](#)).

6.3.3 Modes de transport

DHL : les matières biologiques de catégorie B - UN3373 peuvent être transportées par DHL ou d'autres transporteurs ou des compagnies aériennes.

En cas d'envoi en chaîne de froid, il est nécessaire d'informer le transporteur afin que le colis soit placé en soute réfrigérée si disponible.

Remarques :

- DHL peut transporter des colis réfrigérés mais n'assure pas le maintien de la chaîne de froid (il n'assure pas le changement des accumulateurs de froid ou l'ajout de carboglace pour les envois en chaîne de froid). Ceci est de la responsabilité de l'expéditeur de s'assurer que le système de chaîne de froid utilisé (accumulateur ou carboglace) soit suffisant pour toute la durée de l'expédition.
- Certains transporteurs/transitaires s'assurent du suivi de la chaîne de froid, le changement des accumulateurs de froid ou l'ajout de carboglace (par exemple World Courier). C'est à l'expéditeur de se renseigner en amont des possibilités.

6.3.4 Documents administratifs

Ils sont sous la responsabilité des départements d'approvisionnement et de la logistique.

Le transport des matières biologiques catégorie B - UN3373 ne nécessite pas de Déclaration de Marchandises Dangereuses (DGD) même s'il est associé à de la carboglace.

- Un **certificat de don** mentionnant les adresses du destinataire et de l'expéditeur, le nom précis du pathogène suspecté et les quantités expédiées (réalisé par le département approvisionnement) (voir [Section 6.6.3](#)).
- Une « **custom invoice** » comportant une valorisation économique du produit (réalisée par le département approvisionnement ou la logistique), mentionnant les adresses du destinataire et de l'expéditeur, le nombre de colis, le détail du contenu et le poids.
- Un **accord de sortie des échantillons** ou un « Material Transfer Agreement » délivré par le Ministère de la Santé ou autre autorité compétente du pays.
- Pour certains pays, un **accord d'entrée dans le pays destinataire** ou « Import Permit » est nécessaire et devra être fourni par le laboratoire destinataire.

Une copie papier de ces documents est remise au transitaire du pays de départ. Si un transitaire est également impliqué dans le pays de destination, l'ensemble des documents devront lui être fournis en version informatique (responsabilité des départements logistique/ approvisionnement).

- Une **packing list anonymisée (sans nom de patient)** est insérée entre l'emballage secondaire et l'emballage tertiaire du colis concerné.
Une copie de la packing list et la date d'arrivée prévue du colis est envoyée par mail au laboratoire destinataire.

Le **transitaire** : prestataire indispensable pour tout envoi de matière infectieuse ou biologique (UN2814 et UN3373) par voie aérienne. Dans le cadre d'un envoi par DHL, DHL remplit le rôle du transitaire.

- Est mandaté par MSF.
- Est l'intermédiaire entre MSF et la compagnie aérienne au départ et entre la compagnie aérienne et le laboratoire destinataire.
- Si l'envoi se fait par DHL, DHL gère l'ensemble de l'expédition (service « door-to-door»). Si l'envoi ne se fait pas par DHL, un transitaire est nécessaire au départ et un second transitaire peut être nécessaire pour récupérer le colis à l'arrivée et faciliter le passage des douanes.
- Remplit la LTA (lettre de transport aérien) ou airway bill en anglais (voir [Section 6.6.4](#)) :
 - La LTA doit mentionner « UN3373 Biological substance, category B » mais pas le nom de l'agent infectieux. Le nombre de colis doit également figurer.
 - Le numéro de compte DHL utilisé pour les envois UN3373 doit être un numéro de compte accrédité. Il est nécessaire de se rapprocher de la centrale d'approvisionnement, du référent de laboratoire ou de la mission pour obtenir ce numéro de compte.

Lors de l'envoi par DHL, il faut également prévenir le responsable des transports du siège et transmettre les numéros d'envoi DHL (Air Way Bill) (MSF-OCBA, MSF-OCG et MSF-OCP: point focal MSF Log à Bordeaux ; MSF-OCA : le transport officer à APU et le référent laboratoire de la mission ; MSF-OCB : référent de laboratoire).

Les envois via cargo peuvent nécessiter d'autres conditions. Contacter le référent approvisionnement/logistique et informer le département médical.

6.4 Matière infectieuse de catégorie A - UN2814

6.4.1 Matériel de transport, température de transport, instruction d'emballage

Quelle que soit la température de transport, l'emballage doit être constitué de trois éléments :

- Récipient(s) primaire(s) étanches
- Un emballage secondaire étanche *
- Un emballage extérieur rigide

* Pour les matières infectieuses liquides, une matière absorbante doit être placée entre le (les) récipient(s) primaire(s) et l'emballage secondaire pour absorber la totalité du contenu en cas de fuite. Chaque échantillon primaire doit être enveloppé individuellement afin qu'il n'y ait pas de contact entre les échantillons.

Volume maximum autorisé par colis :

- 50 mL ou 50 g pour transport en avion passager
- 4 litres ou 4 kg pour transport en avion-cargo

Ce poids ou volume ne tient pas compte des accumulateurs de froid ou de la carboglace.

– Température ambiante, instruction d'emballage IATA 620

Un article disponible dans le catalogue MSF :

- BOITE, triple emballage, matière infectieuse UN2814 [STSSUN62IS-]

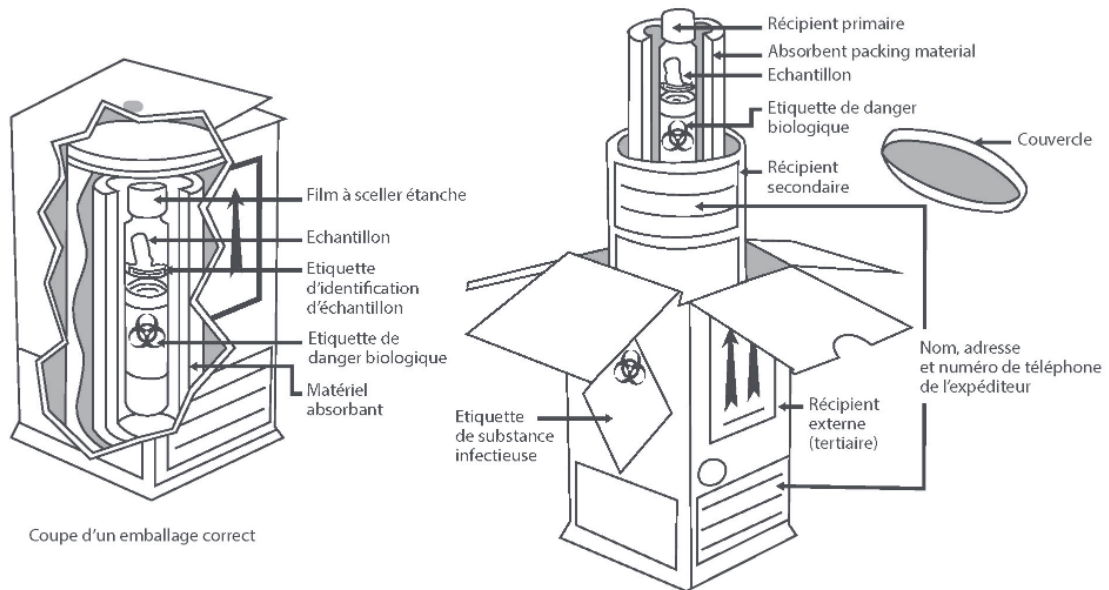


Figure 6.4 - Boîte triple emballage UN2814 - Température ambiante



Figure 6.5 - Matériel d'envoi UN2814 - Température ambiante

– **Transport en chaîne de froid entre +2 °C et +8 °C, instruction d'emballage 620**

La température contrôlée est assurée par 4 accumulateurs de froid congelés au préalable, et placés entre l'emballage secondaire et l'emballage extérieur.

Un article disponible dans le catalogue MSF :

- BOITE ISOTHERME, triple emb., matière infectieuse UN2814 [STSSUN62ISI]

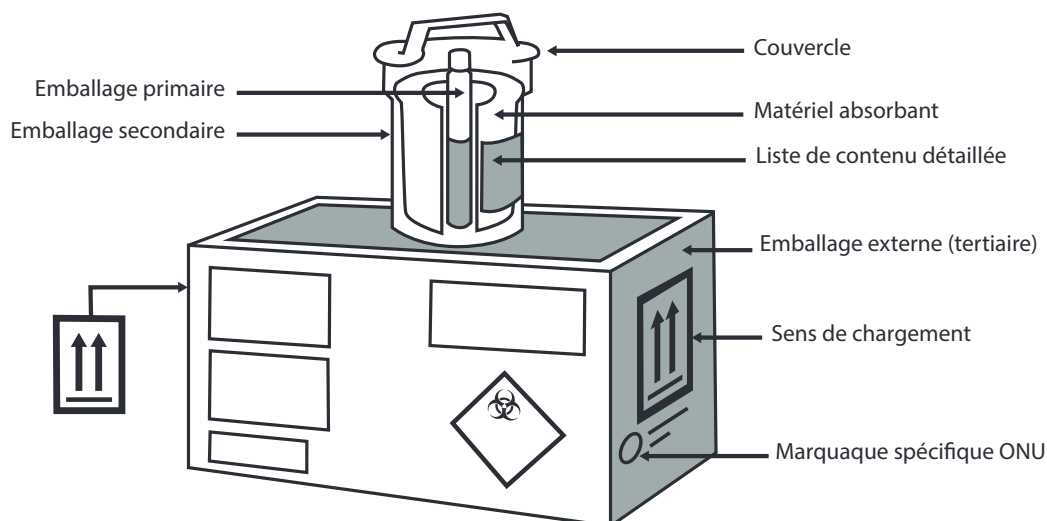


Figure 6.6 - Boîte triple emballage UN2814 - Chaîne de froid



Figure 6.7 - Matériel d'envoi UN2814 - Chaîne de froid

Boîte isotherme permettant de conserver les prélèvements entre +2 °C et +8 °C pendant 48 heures (pour une température ambiante de +28 °C).

Matériel complémentaire disponible :

- RECIPIENT PROTECTEUR, transport échantillon, plast., Ø 30 mm [STSSCONP030P]
- RECIPIENT PROTECTEUR, transport échantillon, plast., Ø 44 mm [STSSCONP044P]
- RECIPIENT PROTECTEUR, transport échantillon, plast., Ø 130mm [STSSCONP130P]
- SACHET, polyéthylène, pour transport échantillon, 20 x 30 cm [ELABPOUP203]

6.4.2 Marquage, étiquetage

La réglementation concernant le marquage et l'étiquetage est identique pour le transport à température ambiante et en chaîne de froid entre +2 °C à +8 °C. Des informations additionnelles et une étiquette de danger sont nécessaires sur les emballages extérieurs contenant de la carboglace (voir Section 6.2).

Sur l'emballage extérieur doivent figurer les informations suivantes :

- Le **pictogramme** (symbole matière infectieuse) (pré imprimé sur le matériel MSF) avec UN2814 « Infectious substance, affecting humans ».



Figure 6.8 - Pictogramme matière infectieuse

- Le **nom et l'adresse physique du destinataire** doivent être remplis dans les emplacements prévus à cet effet (pas de boîte postale mais tout détail pouvant faciliter une livraison directe).
- Le **nom et l'adresse physique de l'expéditeur** doivent être remplis dans les emplacements prévus à cet effet.
- Le **nom et le numéro de téléphone d'une personne du terrain** pouvant être contacté 24h/24 doivent être remplis dans les emplacements prévus à cet effet.
- En cas d'envoi au laboratoire de l'Institut Pasteur en France, il faut apposer l'étiquette dédiée (voir [Section 6.6.5](#)).

6.4.3 Modes de transport

- Les matières infectieuses de catégorie A, UN2814 peuvent être transportées par une compagnie aérienne ou éventuellement par d'autres compagnies de transporteurs accréditées par IATA pour l'envoi de UN2814 (se renseigner sur place). Elles ne peuvent pas être transportées par DHL.
- En cas d'envoi en chaîne de froid, il est nécessaire d'informer le transporteur afin que le colis soit placé en soute réfrigérée si disponible.
- Les transporteurs peuvent transporter des colis réfrigérés mais tous n'assurent pas le maintien de la chaîne de froid (ils n'assurent pas le changement des accumulateurs de froid ou l'ajout de carboglace pour les envois en chaîne de froid). Ceci est de la responsabilité de l'expéditeur de s'assurer que le système de chaîne de froid utilisé (accumulateur ou carboglace) est suffisant pour toute la durée de l'expédition.

6.4.4 Documents administratifs

Ils sont sous la responsabilité des départements approvisionnement et logistique.

- Une **déclaration de produit dangereux (DGD)** : doit y figurer « Infectious substance, affecting humans (+ le nom scientifique du produit si connu entre parenthèse) » ou « Infectious substance, affecting humans (+ suspected Category A infectious substance, entre parenthèse) » (par exemple : « Infectious substance, affecting human (Ebola virus) » ou « Infectious substance, affecting human (suspected Category A infectious substance) ») + la quantité nette (voir exemple, [Section 6.6.2](#)).

Remarque : il est nécessaire que la DGD soit remplie et signée par une personne accréditée IATA. Si ce n'est pas le cas du personnel MSF ou du transitaire sur place, contacter le département approvisionnement/logistique et votre référent de laboratoire pour obtenir la liste des personnes accréditées au sein des départements.

- Un **certificat de don** mentionnant l'adresse de l'expéditeur et du destinataire, le nom précis du pathogène suspecté et les quantités contenues, réalisé par le département approvisionnement (voir exemple, [Section 6.6.3](#)).

- Une « **custom invoice** » (avec une valorisation économique du produit) fait par le département approvisionnement ou le Coordinateur Logistique, mentionnant l'adresse de l'expéditeur et du destinataire, le nombre de colis, leur contenu et leur poids.
- Un **accord de sortie des échantillons** délivré par le Ministère de la Santé ou autre autorité compétente du pays) ou un « Material Transfert Agreement » (MTA).
- Pour certains pays, un **accord d'entrée dans le pays destinataire** ou « Import Permit » est nécessaire, qui devra être fourni par le laboratoire destinataire.

Une copie papier de ces documents est remise au transitaire du pays de départ. Si un transitaire est également impliqué dans le pays de destination, l'ensemble des documents devront lui être fournis en version informatique (responsabilité des départements logistique/approvisionnement).

- Une **packing list anonymisée** (sans nom de patient) mentionnant doit être insérée entre l'emballage secondaire et l'emballage tertiaire du colis concerné.
Une copie de la packing list et la date d'arrivée prévue du colis est envoyée par mail au laboratoire destinataire.

Le transitaire : prestataire indispensable pour tout envoi de matière infectieuse ou biologique (UN2814 ou UN3373) par voie aérienne.

- Est mandaté par MSF.
- Est l'intermédiaire entre MSF et la compagnie aérienne et/ou entre la compagnie aérienne et le laboratoire destinataire.
- Dans certains cas, un second transitaire peut être nécessaire pour récupérer le colis à l'arrivée et faciliter le passage des douanes.
- Remplit et signe la DGD s'il a une accréditation IATA de moins de 2 ans.
- Remplit la LTA (lettre de transport aérien) ou Airway bill en anglais (voir [Section 6.6.4](#)) :
 - Sur la LTA, il est mentionné obligatoirement (case handling information) « dangerous goods as per associated DGD ».
 - La LTA doit mentionner « UN2814 Infectious substance, affecting humans » mais pas le nom de l'agent infectieux.

Les envois via cargo peuvent nécessiter d'autres conditions. Contacter le référent approvisionnement/logistique et informer le département médical.

6.5 Préparation de la chaîne de froid



Les boîtes isothermes disponibles dans le catalogue garantissent un maintien de température de +2 °C à +8 °C pendant 2 jours à une température ambiante de +28 °C.

Pour de plus hautes températures ambiantes, les tests n'ont pas été réalisés.

6.5.1 Envoi de +2 °C à +8 °C avec des accumulateurs à eau de 0,6 L

S'il faut envoyer des échantillons à une température de +2 °C à +8 °C avec des accumulateurs à eau, voici la procédure :

- Préparer une boîte triple emballage isotherme.
- Préparer les 4 accumulateurs préconditionnés :
 - Les sortir du congélateur et les laisser dans un endroit à +20 °C, abrité du soleil.
 - Après 15 minutes, vérifier la quantité de liquide présent dans les accumulateurs. Pour que les accumulateurs soient à la bonne température pour l'envoi, il faut qu'il y ait 5 cm d'eau visible dans le fond des accumulateurs quand ceux-ci sont placés verticalement. Lorsqu'on secoue les accumulateurs, on entend un bruit d'eau.



S'il y a moins de 5 cm d'eau ou pas d'eau du tout, les accumulateurs sont trop froids et les échantillons risqueraient de geler au début du transport.

S'il y a plus que 5 cm d'eau, les accumulateurs sont trop chauds et la température pourrait trop augmenter pendant le transport.

- Si après 15 minutes, les accumulateurs ne sont pas encore à bonne température, les laisser encore 15 minutes à l'abri du soleil et revérifier.
- Une fois les 4 accumulateurs à bonne température, les placer dans la boîte isotherme.
- Placer les échantillons dans leurs emballages dans la boîte.
- Refermer la boîte isotherme.

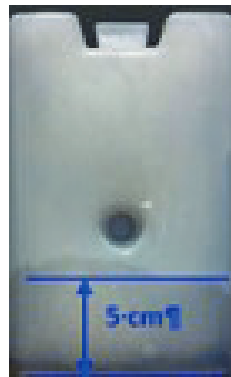


Figure 6.9 - Accumulateur de froid

6.6 Documentation

6.6.1 IATA : Catégorie A - UN2814

Exemples indicatifs de matières infectieuses relevant de la catégorie A sous n'importe quelle forme, sauf indication contraire.

Désignation exacte d'expédition et numéro ONU	Micro-organisme	Forme
UN2814 Matière infectieuse affecte l'homme	<i>Bacillus anthracis</i>	Cultures uniquement
	<i>Brucella abortus</i>	Cultures uniquement
	<i>Brucella melitensis</i>	Cultures uniquement
	<i>Brucella suis</i>	Cultures uniquement
	<i>Burkholderia mallei</i> – <i>Pseudomonas mallei</i> – Morve	Cultures uniquement
	<i>Burkholderia pseudomallei</i> – <i>Pseudomonas pseudomallei</i>	Cultures uniquement
	<i>Chlamydia psittaci</i> – souches aviaires	Cultures uniquement
	<i>Clostridium botulinum</i>	Cultures uniquement
	<i>Coccidioides immitis</i>	Cultures uniquement
	<i>Coxiella burnetii</i>	Cultures uniquement
	<i>Escherichia coli</i> , producteur de vérotoxine	Cultures uniquement
	<i>Francisella tularensis</i>	Cultures uniquement
	Hantavirus provoquant une fièvre hémorragique avec syndrome rénal	
	<i>Mycobacterium tuberculosis</i>	Cultures uniquement
	Poliovirus	Cultures uniquement
	<i>Rickettsia prowazekii</i>	Cultures uniquement
	<i>Rickettsia rickettsii</i>	Cultures uniquement
	<i>Shigella dysenteriae</i> type 1	Cultures uniquement
	Virus de la dengue	Cultures uniquement
	Virus de la fièvre hémorragique de la vallée du Rift	Cultures uniquement
	Virus de la fièvre hémorragique de Crimée-Congo	
	Virus de la fièvre d'Omsk	
	Virus de la fièvre jaune	Cultures uniquement
	Virus de la maladie de la forêt de Kyasanur	
	Virus de la variole	
	Virus de l'encéphalite à tiques	Cultures uniquement
	Virus de l'encéphalite équine de l'Est	Cultures uniquement
	Virus de l'encéphalite équine du Venezuela	Cultures uniquement
	Virus de l'encéphalite japonaise	Cultures uniquement
	Virus de l'encéphalite russe printemps-été	Cultures uniquement
	Virus de l'hépatite B	Cultures uniquement
	Virus de l'immunodéficience humaine	Cultures uniquement
	Virus de l'influenza aviaire hautement pathogène	Cultures uniquement
	Virus de Marburg	
	Virus du Nil occidental	Cultures uniquement
	Virus Ebola	
	Virus flexal	
	Virus Guanarito	
	Virus Hantaan	
	Virus Hendra	
Virus Herpès B	Cultures uniquement	
Virus Junin		
Virus Lassa		
Virus Machupo		
Virus monkeypox		
Virus Nipah		
Virus rabique	Cultures uniquement	
Virus Sabia		
<i>Yersinia pestis</i>	Cultures uniquement	

Adapté de *Guidance on regulations for the transport of infectious substances 2021-2022*. Geneva: World Health Organization; 2021. Licence: CCBY-NC-SA3.0IGO




6.6.2 Exemple de déclaration de marchandises dangereuses (ou DGD)

SHIPPER'S DECLARATION FOR DANGEROUS GOODS

Shipper MSF LICENTRE MBAMBA RESEARCH CENTER C/O Dan NYEHANGANE Po Box 1556 Mbarera UGANDA Mobile phone +256 (0) 793328759	Air Waybill No. <input style="width: 80%;" type="text"/> Page 1 of 1 Pages Shipper's Reference No. <input style="width: 80%;" type="text"/> (optional)					
Consignee Dr Mariluba CROSATTI Department of Respiratory Sciences Maurice Shock Building University of Leicester University Road Leicester LE17RH UNITED KINGDOM (UK)						
Two completed and signed copies of this Declaration must be handed to the operator.						
TRANSPORT DETAILS This shipment is within the limitations prescribed for: (delete non-applicable) <input type="checkbox"/> PASSENGER CARGO <input checked="" type="checkbox"/> AIR CARGO	WARNING Failure to comply in all respects with the applicable Dangerous Goods Regulations may be in breach of the applicable law, subject to legal penalties.					
Airport of Departure (optional): <div style="border: 1px solid black; padding: 5px; text-align: center; width: 100px; margin: 5px auto;"> ENTEBBE </div>	Shipment type: (delete non-applicable) <input type="checkbox"/> NON-RADIOACTIVE <input checked="" type="checkbox"/> RADIOACTIVE					
Airport of Destination (optional): <input style="width: 80%;" type="text"/>						
NATURE AND QUANTITY OF DANGEROUS GOODS						
Dangerous Goods Identification						
UN or ID No.	Proper shipping name	Class or Division (subsidiary hazard)	Packing Group	Quantity and Type of Packing	Packing Inst.	Authorization
UN 2814	Infectious substance, affecting humans (Mycobacterium tuberculosis human sputum samples)	6.2		426 ml	620	
UN 2814	Infectious substance, affecting humans (Mycobacterium tuberculosis culture)	6.2		200 ml	620	
UN 1845	Dry Ice	9		30 kg all packed in one fibreboard box	954	
UN 2814	Infectious substance, affecting humans (Mycobacterium tuberculosis human sputum samples)	6.2		1 fibreboard box X 16 ml	620	
Additional Handling Information Responsible person : Dr Dan Nyehangane Emergency telephone number : + 257 (0) 793 328 759						
I hereby declare that the contents of this consignment are fully and accurately described above by the proper shipping name, and are classified, packaged, marked and labelled/placarded, and are in all respects in proper condition for transport according to applicable international and national governmental regulations. I declare that all of the applicable air transport requirements have been met.				Name of Signatory stephane Crisan Date: 11 th May 2021 Signature (see warning above)		

Clear Form
Print

6.6.3 Exemple de certificat de don

in Paris, January 30th 2016

**CERTIFICAT DE DON
CERTIFICADO DE DONACION
FREE GIFT CERTIFICATE**

Nous soussignés EPICENTRE certifie que les produits suivants :

We undersigned EPICENTRE certify that we make a donation without commercial value and Not DESIGNED FOR COMMERCIAL USE of the following products :

El abajo firmante por EPICENTRE certifica hacer una donacion sine alguna valor commercial de los productos siguientes :

**MATERIEL POUR AIDE HUMANITAIRE
HUMANITARIAN RELIEF GOODS
MATERIAL PAR AYUDA HUMANITARIA**


152 Stool samples (152 mL), UN3373 Biological Substance Category B
This is a free gift from Epicentre head quarter in France, to the Cincinnati Children's Hospital Medical Center, USA , having no commercial value used only for medical research

TOTAL VALUE : 10 USD taxes free

Country of final destination: United States of America

By Céline Langendorf,
Laboratory coordinator for EPICENTRE

Signature :



6.6.4 Exemple de lettre de transport aérien (LTA) ou Airway Bill

427 CDG 8037 6892		427-8037 6892																																								
Nom et adresse de l'expéditeur CHU DE BICETRE 78 RUE DU GAL LECLERC 94275 LE KREMLIN BICETRE FRANCE		LETTRE DE TRANSPORT AIR Caraïbes Non négociable Emise par AIR FAYELL 97139 ARYMES GUADELOUPE Issued by																																								
Nom et adresse du destinataire MEDECINS SANS FRONTIERES FRANCE CITE SOLEIL 3 RUE HURHET BROUILLARD PORT AU PRINCE HAITI		Les exemplaires 1, 2 et 3 de cette lettre de transport aérien sont originaux et ont la même valeur. Copies 1, 2 and 3 of this Air Waybill are original and have the same validity.																																								
Nom et adresse de l'agent de transport EXACIEL AMC LOGISTIQUE ZAC du Moulin, 9 Rue du NOYER 95725 ROISSY EN FRANCE CEDEX 20-47242/9515		Remarques complètes Accounting Information PRO EXPEDITION APTE AU TRANSPORT AERIEN SPX																																								
Numéro de l'agence aérienne IATA Code ROISSY CDG AIR PORT FRANCE		Numéro de l'agence aérienne IATA Code PAX TX																																								
Numéro de l'agence aérienne IATA Code PORT AU PRINCE 556/04		Numéro de l'agence aérienne IATA Code NIL																																								
1 PCL ADDR DOCTS ATTACHED TO BE KEPT FROZEN		NOTIFY : JUDE ANGLADE GERARD TE 50931184442																																								
<table border="1"> <thead> <tr> <th>Quantité</th> <th>Poids net</th> <th>Unité</th> <th>Code de la marchandise</th> <th>Poids brut</th> <th>Taux de chargement</th> <th>Tarif</th> <th>Montant</th> <th>Code de la marchandise</th> <th>Poids brut</th> <th>Taux de chargement</th> <th>Tarif</th> <th>Montant</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>1</td> <td>8.0</td> <td>K</td> <td>M</td> <td>8.0</td> <td></td> <td>105.00</td> <td>105.00</td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> </tr> <tr> <td>1</td> <td>8.0</td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td>105.00</td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> <td></td> </tr> </tbody> </table>		Quantité	Poids net	Unité	Code de la marchandise	Poids brut	Taux de chargement	Tarif	Montant	Code de la marchandise	Poids brut	Taux de chargement	Tarif	Montant	1	8.0	K	M	8.0		105.00	105.00						1	8.0						105.00						BACTERIAL STRAINS 34x30x30cm(1) CARBON DIOXIDE, SOLID UN 1845 - 6.8 KG UN 1273 BIOLOGICAL SUBSTANCE, CATEGORY B	
Quantité	Poids net	Unité	Code de la marchandise	Poids brut	Taux de chargement	Tarif	Montant	Code de la marchandise	Poids brut	Taux de chargement	Tarif	Montant																														
1	8.0	K	M	8.0		105.00	105.00																																			
1	8.0						105.00																																			
105.00		ANA 30.00 /CHC 28.00 /SCA 22.34 /SOC 7.66 /CCC 3.00 /CCA 9.00 /MYC 4.80 /XDC 6.00 /PAC 16.00 /PAA 34.00 /MCC 37.50 /MCA 62.50																																								
0.00																																										
0.00																																										
157.84		EXACIEL AMC LOGISTIQUE, Juan-Pablo COVES AS AGENT OF THE CARRIER AIR CARAIBES 600040700 JANUARY 29 th, 2020 CDG AIRPORT																																								
102.96		Signature de l'expéditeur ou de son agent Signature of Shipper or his agent																																								
265.80		Signature de l'agent de transport Signature of Transport Agent or his agent																																								
427-8037 6892																																										

6.6.5 Etiquette Pasteur

Disponible à l'adresse suivante :

<https://www.pasteur.fr/fr/file/3157/download?token=Evu6jsP5>

<i>Quel que soit le mode de transport choisi, compléter et apposer une étiquette sur l'emballage extérieur de tous les envois destinés aux Centres Nationaux de Référence de l'Institut Pasteur</i>	
EXPÉDITEUR (à compléter ou cachet du Laboratoire)	CONSERVER à :
NOM / RAISON SOCIALE	<input type="checkbox"/> Température ambiante
Hopital / Laboratoire / Service	<input type="checkbox"/> +4°C
.....	<input type="checkbox"/> -20°C
ADRESSE	
.....	
CODE POSTAL VILLE	
PAYS	
TEL..... FAX	
DESTINATAIRE	
INSTITUT PASTEUR	
Centre National de Référence de	
A l'Attention de	
25 - 28 rue du Docteur Roux	
75 724 PARIS CEDEX 15	

Références Chapitre 6

1. Guidance on regulation for the transport of infectious substances 2021-2022/WHO
<https://apps.who.int/iris/handle/10665/339825>
2. Exempt Human/Animal specimens shipping guidelines. Retrieved from :
https://www.cancertrials.ie/wp-content/uploads/2018/05/DHL_Exempt-Human-Animal-Specimen-Customer-2015.pdf
3. IATA document. Dangerous Goods Regulations (DGR). 62nd Edition. 2021. Retrieved from

Chapter 7: Registres

7.1 Introduction.....	159
7.2 Registre à tenir au niveau du TERRAIN	160
7.3 Registre à tenir au niveau de la CAPITALE	161

7.1 Introduction

Il y a 2 types de registres pour le suivi des échantillons.

Le premier est à compléter et à conserver au niveau du terrain (voir [Section 7.2](#)). Il contient les informations concernant le patient et des détails à propos de l'échantillon. Il sera complété au laboratoire ou par le responsable médical avec les résultats. Ce registre doit être gardé sous clef (confidentialité).

Le second registre doit se trouver à la capitale (voir [Section 7.3](#)). Il contient également des informations concernant l'échantillon ainsi que des détails sur l'envoi de l'échantillon. Il sera complété par le coordinateur médical (partie échantillon) et par le coordinateur logistique (pour ce qui a trait à l'envoi).

Chapitre 8 :

Liste des laboratoires et contacts

8.1 Laboratoires.....	165
8.2 Contacts.....	167

8.1 Laboratoires

Laboratoire de référence des méningites

Norwegian Institute of Public Health
 Attn. to: Dominique A Caugant Folkehelsa
 Geitmyrsveien 75
 0403 OSLO
 Norway
 Tel: +47 22 04 23 11
 Fax: +47 22 04 25 18
 Email: dominique.caugant@fhi.no

Laboratoire de référence du choléra (papier filtre)

Centre national de référence des Vibrions et du Choléra
 Unité de recherche et d'expertise des Bactéries pathogènes entériques
 Institut Pasteur
 25-28 rue du Docteur Roux
 75724 Paris Cedex 15
 France
 Téléphones : +33 1 45 68 82 21 (secrétariat)
 +33 1 40 61 33 85
 Fax : +33 1 45 68 88 37
 Email : vibrions@pasteur.fr

Autres laboratoires de référence (à remplir par la coordination médicale)

Laboratoire de référence

 Nom : _____
 Personne de contact : _____
 Adresse : _____

 Téléphone : _____
 Email : _____

Laboratoire de référence

 Nom : _____
 Personne de contact : _____
 Adresse : _____

 Téléphone : _____
 Email : _____

Laboratoire de référence

 Nom : _____
 Personne de contact : _____
 Adresse : _____

 Téléphone : _____
 Email : _____

Laboratoire de référence

 Nom : _____
 Personne de contact : _____
 Adresse : _____

 Téléphone : _____
 Email : _____

Laboratoire de référence

Nom : _____

Personne de contact : _____

Adresse : _____

Téléphone : _____

Email : _____

Laboratoire de référence

Nom : _____

Personne de contact : _____

Adresse : _____

Téléphone : _____

Email : _____

Laboratoire de référence

Nom : _____

Personne de contact : _____

Adresse : _____

Téléphone : _____

Email : _____

Laboratoire de référence

Nom : _____

Personne de contact : _____

Adresse : _____

Téléphone : _____

Email : _____

Laboratoire de référence

Nom : _____

Personne de contact : _____

Adresse : _____

Téléphone : _____

Email : _____

Laboratoire de référence

Nom : _____

Personne de contact : _____

Adresse : _____

Téléphone : _____

Email : _____

Laboratoire de référence

Nom : _____

Personne de contact : _____

Adresse : _____

Téléphone : _____

Email : _____

Laboratoire de référence

Nom : _____

Personne de contact : _____

Adresse : _____

Téléphone : _____

Email : _____

8.2 Contacts

Contacts de laboratoire et/ou OMS et/ou CDC réalisés dans le cadre de ce guide :

CNR Arboviroses – IRBA - Marseille

CCOMS Hambourg pour les FHV

CNR Fièvre Hémorragique Virales - Pasteur Lyon

CNR Hépatite - Toulouse

CNR Poliomyélite – Clermont-Ferrand

CDC PoxVirus

CNR PoxVirus – IRBA - Marseille

OMS Rougeole/Rubéole

CNR Cholera – Pasteur Paris

CNR Salmonellose – Pasteur Paris

OMS Salmonellose – Pasteur Paris

CDC Salmonellose

CNR Shigellose – Pasteur Paris

CNR Coqueluche – Pasteur Paris

CNR Diphtérie – Pasteur Paris

CNR Leptospirose – Pasteur Paris

CCOMS Méningite – INSP Olso

CCOMS et CNR Peste – Pasteur Paris

Références supplémentaires

Chapitre 2 - Epidémie, maladie suspectée

1. <https://www.wiv-isp.be/matra/Fiches/dengue.pdf> (17/04/2018)
2. <http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/dengue-and-severe-dengue/> (14/03/2018)
3. <https://www.pasteur-lille.fr/sante/informations-maladies-voyageurs/encephalite-japonaise/> (18/05/2018)
4. <https://www.cdc.gov/japaneseencephalitis/> (27/08/2018)
5. <https://www.wiv-isp.be/matra/Fiches/WNV.pdf> (17/04/2018)
6. <http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/west-nile-virus> (16/03/2018)
7. https://www.gov.mb.ca/health/publichealth/factsheets/wnv_symptoms.fr.pdf (22/03/2021)
8. <http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/yellow-fever> (14/03/2018)
9. Diagnostic en laboratoire de la fièvre jaune en Afrique. Lignes directrices provisoires, juillet 2016. OMS.
10. <https://www.wiv-isp.be/matra/Fiches/Yellow%20Fever.pdf> (19/04/2018)
11. <http://www.who.int/csr/resources/publications/zika/laboratory-testing/fr/> (16/03/2018)
12. <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/zika/fr/> (14/03/2018)
13. <http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/chikungunya> (14/03/2018)
14. <https://www.wiv-isp.be/matra/fiches/chikunguya.pdf> (17/04/2018)
15. <https://www.cdc.gov/vhf/rvf/french/signs-symptoms/signes-symptomes.html> (18/05/2018)
16. <http://medecinetricale.free.fr/cours/rift.pdf> (14/05/2018)
17. <http://www.who.int/emergencies/diseases/crimean-congo-haemorrhagic-fever/introduction.pdf?ua=1> (25/05/2018)
18. <http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/crimean-congo-haemorrhagic-fever> (27/04/2018)
19. <http://medecinetricale.free.fr/cascongo.pdf> (14/05/2018)
20. https://nrchm.wiv-isp.be/fr/centres_ref_lab (14/03/2018)
21. Recueil, conservation et transport des échantillons du terrain vers des laboratoires de référence, MSF, 2008.
22. <http://www.ecole-valdegrace.sante.defense.gouv.fr/rubriques-complementaires/irba-cnr/arbovirus> (16/03/2018)
23. <http://medecinetricale.free.fr/cours/arboviroses.pdf> (08/03/2021)
24. www.bnitm.de/en/diagnotics/order-forms-services/ (25/04/2018)
25. Schaller A, E Moulin, P Cherpillod, L Kaiser, S De Vallière et N Boillat-Blanco. Arboviroses émergentes: quelle démarche diagnostique chez les voyageurs ? Rev Med Suisse. 2016; 12 : 889-94.
26. Guide Clinique et thérapeutique, MSF.

27. <http://www.camip.info/colloques-congres/comptes-rendus/archives/Archives-2012/Actualites-sur-les-arboviroses/Diagnostic-des-arboviroses> (03/05/2018)
28. <http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/fi%C3%A8vre-de-la-vall%C3%A9e-du-rift> (14/03/2018)
29. <http://bulletinepidemiologique.mag.anses.fr/sites/default/files/BEP-mg-BE33-art5.pdf> (14/05/2018)
30. CNR des Arboviroses (IRBA) : Manuel de Prélèvement .
31. <https://www.pasteur.fr/fr/centre-medical/fiches-maladies/maladie-covid-19-nouveau-coronavirus> (20/10/2020)
32. https://covid-19.sciensano.be/sites/default/files/Covid19/COVID-19_procedure_GP_FR.pdf (23/11/2020)
33. https://covid-19.sciensano.be/sites/default/files/Covid19/COVID-19_fact_sheet_ENG.pdf
34. <https://www.inserm.fr/actualites-et-evenements/actualites/covid-19-plusieurs-evolutions-possibles-et-differentes-approches-therapeutiques-etude> (20/10/2020)
35. Plaçais, Richier. « COVID-19 : caractéristiques cliniques, biologiques et radiologiques chez l'adulte, la femme enceinte et l'enfant. Une mise au point au coeur de la pandémie COVID-19: Clinical, biological and radiological characteristics in adults, infants and pregnant women. An up-to-date review at the heart of the pandemic". *La Revue de médecine interne*. 2020; 41: 308–318.
36. <https://www.pasteur.fr/fr/espace-presse/documents-presse/tests-diagnostic-infections-sars-cov-2> (20/10/2020)
37. Jilian A. Sacks. Update on FIND's evaluation of SARS-CoV-2 Antigen-detection Immunoassays. ASLM Webinar.
38. Laboratory testing for coronavirus disease (COVID-19) in suspected human cases - Interim guidance WHO, 19 March 2020.
39. Diagnostic testing for SARS-CoV-2 - Interim guidance WHO, 11 September 2020.
40. Antigen-detection in the diagnosis of SARS-CoV-2 infection using rapid immunoassays – Interim guidance WHO, 11 September 2020.
41. COVID-19 INTERSECTIONAL INFECTION PREVENTION AND CONTROL (IPC) CONTACT GROUP, MSF, 07/07/2020.
42. http://medecinetropicale.free.fr/cours/fievres_hemorragiques_virales.pdf (29/05/2018)
43. http://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/136556/WHO_EVD_Guidance_Lab_14.2_eng.pdf;jsessionid=41FD89D32845F2A8B3A8B98672762000?sequence=1 (15/06/2018)
44. <http://www.who.int/emergencies/diseases/lassa-fever/fr/> (23/05/2018)
45. <https://www.cdc.gov/vhf/lassa/symptoms/index.html> (25/05/2018)
46. Fièvres hémorragiques virales à Filovirus – Directives, MSF, 2008.
47. <http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/hepatitis-e> (05/04/2018)
48. <http://www.cnrvha-vhe.org/?cat=6> (05/04/2018)
49. <http://www.cnrvha-vhe.org/?cat=7> (05/04/2018)
50. <http://www.cnrvha-vhe.org/?cat=8> (05/04/2018)
51. <https://www.revmed.ch/RMS/2012/RMS-340/Hepatite-oubliee-l-hepatite-E> (07/05/2018)
52. Shahnaz A. Chaudhry, Natasha Verma et Gideon Koren. Infection par le virus de l'hépatite E durant la grossesse. *Can Fam Physician*. 2015 Jul; 61(7): e299–e301.

53. <https://www.wiv-isp.be/matra/Fiches/Polio.pdf> (05/04/2018)
54. <http://www.polio-france.org/poliomyelite/incubation-et-signes-cliniques/> (28/05/2018)
55. Polio Laboratory Manual – 4th edition – WHO 2004.
56. <http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/monkeypox> (28/05/2018)
57. WEB003_Fiche Conseil Prélèvement Décembre 2017 – IRBA/CNR/Orthopoxvirus.
58. WEB002_Contrat Clinico-Biologique_Mandat 2017-2021.
<http://www.ecole-valdegrace.sante.defense.gouv.fr/rubriques-complementaires/irba-cnr/orthopoxvirus> (16/05/2018)
59. WEB001_LE Orthopoxvirus.
<http://www.ecole-valdegrace.sante.defense.gouv.fr/rubriques-complementaires/irba-cnr/orthopoxvirus> (16/05/2018)
60. <http://www.infectiologie.com/UserFiles/File/medias/JNI/2004/CT/CT09-02-debord-jni04.pdf> (07/06/2018)
61. http://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/67497/WHO_SE_71.28_fre.pdf;jsessionid=180A61FC012AD444D9226E16C7C8A417?sequence=1 (28/05/2018)
62. <https://www.wiv-isp.be/matra/Fiches/Rougeole.pdf> (05/04/2018)
63. <http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/rubella> (05/04/2018)
64. <https://www.wiv-isp.be/matra/Fiches/Rubeole.pdf> (05/04/2018)
65. <https://www.cdc.gov/measles/lab-tools/index.html> (05/04/2018)
66. Prise en charge d'une épidémie de rougeole, MSF.
67. Manual for the laboratory diagnosis of measles and rubella virus infection. 2nd edition, WHO, 2007.
68. solidarites-sante.gouv.fr/fichiers/bo/2005/05-08/a0080027a1.pdf (23/04/2018)
69. <https://www.cdc.gov/rubella/lab/lab-testing-procedures.html> (17/5/2018)
70. Prise en charge d'une épidémie de Choléra, MSF.
71. <https://www.pasteur.fr/fr/sante-publique/cnr/les-cnr/vibrions-cholera/envoyer-un-echantillon> (15/03/2018)
72. <https://www.wiv-isp.be/matra/fiches/Cholera.pdf> (11/04/2018)
73. AL Page, Kathryn P. Alberti, Alain Guénolé, Vital Mondongue, Sylvaine Lonlas Mayele, Philippe J. Guerin and Marie-Laure Quilici. Use of Filter Paper as a Transport Medium for Laboratory Diagnosis of Cholera under Field Conditions. *Journal of Clinical Microbiology*. 2011 (Aug); 49(8): 3021–3023.
74. <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/typhoid/fr/> (05/04/2018)
75. [http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/salmonella-\(non-typhoidal\)](http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/salmonella-(non-typhoidal)) (28/05/2018)
76. <https://www.pasteur.fr/fr/centre-medical/fiches-maladies/fievres-typhoide-paratyphoide> (28/05/2018)
77. http://www.who.int/water_sanitation_health/diseases/typhoid/fr/ (05/04/2018)
78. <https://www.cdc.gov/typhoid-fever/sources.html> (28/05/2018)
79. <http://www.chups.jussieu.fr/polys/bacterio/bacterio/POLY.Chp.7.1.2.html> (31/05/2018)
80. <http://www.bioltrop.fr/spip.php?article355> (31/05/2018)
81. <http://medecinetroppicale.free.fr/cours/salmonellose.pdf>

82. Baron E et al. A Guide to Utilization of the Microbiology Laboratory for Diagnosis of Infectious diseases: 2013 Recommendations by the Infectious Diseases Society of America (IDSA) and the American Society for Microbiology (ASM). *Clinical Infectious Diseases* 2013;57(4):e22–121.
83. <https://www.cdc.gov/foodsafety/outbreaks/investigating-outbreaks/specimen-collection.html> (19/10/2018)
84. <https://www.pasteur.fr/fr/centre-medical/fiches-maladies/shigellose> (5/04/2018)
85. <https://www.cdc.gov/shigella/symptoms.html> (28/05/2018)
86. https://nrchm.wiv-isp.be/fr/centres_ref_lab/bordetella_pertussis/Lists/Demandes%20de%20test/DispForm.aspx?ID=2 (18/04/2018)
87. <https://www.wiv-isp.be/matra/CF/fiches.aspx> (04/04/2018)
88. <https://www.pasteur.fr/fr/centre-medical/fiches-maladies/coqueluche> (05/04/2018)
89. Laboratory Manual for the Diagnosis of Whooping Cough caused by Bordetella pertussis/ Bordetella parapertussis – Update 2014. WHO.
90. <https://www.wiv-isp.be/matra/Fiches/Diphtherie.pdf> (04/04/2018)
91. <https://www.pasteur.fr/fr/centre-medical/fiches-maladies/diphtherie> (05/04/2018)
92. <https://www.pasteur.fr/fr/sante-publique/CNR/les-cnr/corynebacteries-du-complexe-diphtheriae/envoyer-un-echantillon> (05/04/2018)
93. A Efstratiou, RC George. Laboratory guidelines for the diagnosis of infections caused by Corynebacterium diphtheriae and C. ulcerans. *Commun Dis Public Health* 1999; 2: 250-7.
94. <https://www.cdc.gov/diphtheria/downloads/dip-collection.pdf> (28/05/2018)
95. <https://www.pasteur.fr/fr/sante-publique/CNR/les-cnr/leptospirose/envoyer-un-echantillon> (12/04/2018)
96. <https://www.wiv-isp.be/matra/Fiches/Lepto.pdf> (12/04/2018)
97. <https://www.cdc.gov/leptospirosis/symptoms/index.html> (28/05/2018)
98. <https://www.pasteur.fr/fr/centre-medical/fiches-maladies/leptospirose> (28/05/2018)
99. Diagnostic Biologique de la Leptospirose. Cadrage. Haute Autorité de Santé France. Novembre 2010.
100. Manuel de laboratoire, MSF.
101. Prise en charge d'une épidémie de méningite. MSF, 2016 (révision provisoire – document interne).
102. Notes pratiques de bactériologie médicale – Institut de Médecine Tropicale d'Anvers – 2015.
103. <https://www.wiv-isp.be/matra/Fiches/Meningo.pdf> (12/04/2018)
104. <https://www.cdc.gov/plague/symptoms/index.html> (28/05/2018)
105. <https://www.pasteur.fr/fr/centre-medical/fiches-maladies/peste> (28/05/2018)
106. <https://www.wiv-isp.be/matra/Fiches/Peste.pdf> (12/04/2018)
107. <http://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/peste> (28/05/2018)
108. Signes cliniques, traitement et prévention de la peste utilisée dans le cadre du bioterrorisme. *Infections en ligne*. 2001 : 1 : 8-11.
http://www.infectiologie.com/UserFiles/File/medias/_documents/editos/peste.PDF

Chapitre 3 - Techniques de prélèvements

1. Manuel de laboratoire, MSF.
2. Recueil, conservation et transport des échantillons du terrain vers des laboratoires de référence. MSF, 2008.
3. <https://www.hettweb.com/hettich-manual-centrifuge.html>
4. Manual for the laboratory diagnosis of measles and rubella virus infection. 2nd edition, WHO, 2007.
5. <https://www.cdc.gov/poxvirus/monkeypox/clinicians/prep-collection-specimens.html> (09/04/2018)
6. www.cpias-auvergnerhonealpes.fr/animation/ehpad_fam_mas_ime/2017/15_06_17/14_fiche_technique_realisation_trotdr.pdf (04/04/2018)
7. [https://www.chusj.org/getmedia/5b9ec8ee-04aa-490e-9859-4efadb893eeb/Technique-de-prelevement-pour-ecouvillon-naso-pharynge-\(flocked-swab\)-prelevement-ecouvillon_nasopharynges.pdf.aspx](https://www.chusj.org/getmedia/5b9ec8ee-04aa-490e-9859-4efadb893eeb/Technique-de-prelevement-pour-ecouvillon-naso-pharynge-(flocked-swab)-prelevement-ecouvillon_nasopharynges.pdf.aspx) (04/04/2018)
8. <http://www.cdsjlabo.org/procedures-prelevement/prelevement-naso-pharynge-ecouvillonnage-aspiration> (04/04/2018)
9. <https://www.youtube.com/watch?v=DBrXP7vHM3Y&feature=youtu.be> (27/04/2018)
10. <http://www.biolam.org/pdf/mo%20prel/r1pra-mo-025%20prelevement%20%20de%20gorge%20v02.pdf> (06/04/2018)
11. http://www.chu.ulg.ac.be/jcms/c_709409/fr/gorge-culture-aerobie-d-un-frottis-de-gorge-en-cas-de-suspicion-d-angine-bacterienne (06/04/2018)
12. <http://prelevement.reunilab.fr/manuelprev/upload/DIPHTERIE.pdf>
13. www.ch-lourdes.fr/labolourdes/pdf/PRELEVEMENT-GORGE-ET-ORL.pdf (06/04/2018)
14. <http://www.cdsjlabo.org/procedures-prelevement/culture-gorge/> (09/04/2018)
15. <http://www.malmed.co.uk/saliva-collection/> (09/04/2018)
16. <http://www.croix-rouge.fr/content/download/1418836/19987364/version/1/file/Guide+op%C3%A9rationnel+Ebola.pdf> (31/05/2018)
17. http://apps.who.int/iris/bitstream/10665/136556/1/WHO_EVD_Guidance_Lab_14.2_eng.pdf
18. Prise en charge d'une épidémie de rougeole, MSF.
19. <http://www.biofutur.fr/pdf/aide-a-la-realisation-d-un-recueil-de-selles-pour-coproculture.pdf> (06/04/2018)
20. AL Page, KP Alberti, A Guénolé, V Mondongue, S Lonlas Mayele, PJ Guerin and ML Quilici. Use of Filter Paper as a Transport Medium for Laboratory Diagnosis of Cholera under Field Conditions. *Journal of Clinical Microbiology*. 2011 (Aug); 49(8): 3021–3023.
21. http://www.paysdelaloire-arlin.com/07_boiteoutils/BHRe/2015%2009%20Ecouvillon%20rectal.pdf (06/04/2018)
22. www.cpias-ile-de-france.fr/REGION/NPC/FD3_BLSE.pdf (06/04/2018)
23. <http://www.mesanalyseslpa.fr/page/les-prelevements> (09/04/2018)
24. http://www.ciass-lanaudiere.gouv.qc.ca/fileadmin/internet/ciass_lanaudiere/Professionnels/Biologie_medicale__laboratoires_/Biologie_medicale_Sud/Bacteriologie_et_Microbiologie/MIC-INF-014_Instructions_aux_usagers_-_Culture_et_analyse_d_urine.pdf (09/04/2018)

25. <https://www.cdc.gov/poxvirus/monkeypox/clinicians/prep-collection-specimens.html> (09/04/2018)
26. <http://www.bioltrop.fr/spip.php?article86> (27/04/2018)
27. <http://www.who.int/csr/disease/plague/collecting-pus-samples.PDF>
28. <http://www.who.int/csr/disease/plague/collecting-sputum-samples.PDF>
29. <http://www.who.int/csr/disease/plague/collecting-pus-samples.PDF>
30. Soins Infirmiers. MSF, 2014.
31. Prise en charge d'une épidémie de méningite. MSF, 2016 (révision provisoire – document interne).
32. <https://www.who.int/csr/resources/publications/meningitis/Meningites2a.pdf>
33. Manual of Nursing Care Procedures, MSF, 2020/2021.

Chapitre 4 - Hygiène et sécurité

1. <http://www.inrs.fr/risques/equipements-protection-individuelle.html> (19/04/2018)
2. Guide d'hygiène dans les structures de soins. MSF OCP, 2013.
3. https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/337984/WHO-2019-nCov-IPC_Masks-2020.5-fre.pdf (08/03/2021)
4. http://www.who.int/entity/csr/resources/publications/EPR_AM2_FR3rA.pdf?ua=1 (20/04/2018)
5. <http://www.bioltrop.fr/spip.php?article89> (27/04/2018)
6. <http://www.qualite-securite-soins.fr/se-documenter/sur-l-infectiologie-et-l-hygiene-hospitaliere/methodes-de-lutte-contre-l-infection/> (02/05/2018)
7. Laboratory Biosafety Manual. WHO, 2004.
8. Fiche pratique de sécurité ED105.
<http://www.inrs.fr/media.html?refINRS=ED%20105> (13/06/2018)
9. <https://www.who.int/fr/news-room/q-a-detail/coronavirus-disease-covid-19-how-is-it-transmitted>
10. MSF Vaccination Policy Paper, 15 juillet 2007.
11. MSF Vaccination Strategy at project level. July 2007.
12. IPC Pillar 3 – Transmission-based Precautions Guideline. MSF, 2019.
13. https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/337984/WHO-2019-nCov-IPC_Masks-2020.5-fre.pdf
14. COVID-19 intersection group IPC contact group. MSF, 07/202.

- Belgique** Médecins Sans Frontières/Artsen Zonder Grenzen
46 Rue de l'Arbre Bénit, 1050 Brussels
Tél. : +32 (0)2 474 74 74
Fax : +32 (0)2 474 75 75
E-mail : info@brussels.msf.org
- Espagne** Medicos Sin Fronteras
Calle Zamora 54, 08005 Barcelona
Tél. : +34 933 046 100
Fax : +34 933 046 102
E-mail : oficina@barcelona.msf.org
- France** Médecins Sans Frontières
14-34 avenue Jean Jaurès, 75019 Paris
Tél. : +33 (0)1 40 21 29 29
Fax : +33 (0)1 48 06 68 68
E-mail : office@paris.msf.org
- Pays-Bas** Artsen Zonder Grenzen
Naritaweg 10, 1043 BX Amsterdam
Tél. : +31 (0)20 52 08 700
Fax : +31 (0)20 62 05 170
E-mail : office@amsterdam.msf.org
- Suisse** Médecins Sans Frontières
78 rue de Lausanne - Case postale 116 - 1211 Geneva 27
Tél. : +41 (0)22 849 84 84
Fax : +41 (0)22 849 84 88
E-mail : office-gva@geneva.msf.org

