

	CORPORACIÓN CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE LA ACUICULTURA DE COLOMBIA - CENIACUA		
	TOMA Y TRANSPORTE DE MUESTRAS		
	Código: PR-DX-003	Versión: 1	Fecha de Emisión: 2019-11-15

1. OBJETIVO

Describir los lineamientos a seguir para la toma de las muestras que ingresan al Laboratorio CENIACUA.

2. ALCANCE

Este procedimiento aplica a todas las muestras que ingresan al laboratorio.

3. DEFINICIONES

Análisis: Ensayo o proceso que por medio de técnicas establecidas evalúa un determinado parámetro en la muestra permitiendo identificar las alteraciones que se puedan evidenciar en la misma.

Muestras: son los ítems de ensayo, sobre los cuales aplica los análisis.

4. RESPONSABILIDADES

- El cliente externo o interno es responsable de la toma de las muestras que llegan al laboratorio de CENIACUA para ser analizadas.
- El técnico de operativo del laboratorio es responsable de la recepción, asignación de número de código de muestras, entrega y transporte de muestras dentro del laboratorio, almacenamiento y disposición final de las muestras.
- El Jefe de Laboratorio es responsable del análisis de la muestra y el cumplimiento de este procedimiento.

5. REFERENCIAS

NTC-ISO/IEC 17025:2017 “Requisitos generales para la competencia de los laboratorios de ensayo y calibración”.

6. DESCRIPCIÓN DE ACTIVIDADES

6.1. GENERALIDADES

Para realizar el diagnóstico del estado de salud de una población se requiere de la selección y toma adecuada de la muestra, la cual es elegida de acuerdo con el estado de salud de los organismos o a la sospecha de alguna enfermedad.

Por lo tanto, para una buena selección el cliente debe tener en cuenta lo siguiente:



Antes de imprimir este documento, piense si es necesario.
Todo documento impreso se considera COPIA NO CONTROLADA

- Muestreo aleatorio.** Cuando solamente se quiere determinar el estado de salud o para buscar la prevalencia de patógenos, se toman los organismos y estanques al azar, lo cual debe realizarse de cuatro áreas diferentes del estanque. El tamaño mínimo de muestra o submuestra debe garantizar un 95% de confianza que, de existir una infección, ésta se incluirá en la muestra y para la prevalencia su muestreo dependerá de la prevalencia estimada del patógeno y del nivel de confianza elegido. Los camarones seleccionados se depositan en contenedores con aireación, procurando crearles el menor estrés posible.

Tamaño de la población	Tamaño de la muestra de acuerdo a la prevalencia						
	2%	5%	10%	20%	30%	40%	50%
50	50	35	20	10	7	5	2
100	75	45	23	11	9	7	6
250	110	50	25	10	9	8	7
500	130	55	23	10	9	8	7
1.000	140	55	27	10	9	9	8
1.500	140	55	27	10	9	9	8
2.000	145	60	27	10	9	9	8
4.000	145	60	27	10	9	9	8
10.000	145	60	27	10	9	9	8
>/=100.000	150	60	30	10	9	9	8

Tabla 1. Prevalencia para determinar el tamaño de la muestra asumiendo la prevalencia de un patógeno en una población (Modificado de Amos),

- Muestreo no aleatorio:** Muestra que contiene solamente organismos enfermos. Este tipo de muestreo se realiza cuando se tiene la sospecha de la presencia en el estanque, de alguna enfermedad o síndrome. Se seleccionan por lo menos 10 organismos que presenten señales clínicas tales como: decoloración, melanización y necrosis en la cutícula, así como anorexia (falta de apetito), letargia (reducción de la actividad normal), coloración rojiza de los pleópodos y telson o cualquier otra alteración que se observe



	CORPORACIÓN CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE LA ACUICULTURA DE COLOMBIA - CENIACUA		
	TOMA Y TRANSPORTE DE MUESTRAS		
	Código: PR-DX-003	Versión: 1	Fecha de Emisión: 2019-11-15

en ellos. Los organismos con estas características generalmente se encuentran en la compuerta de salida de los estanques.

- **Los muestreos sanitarios:** se deben iniciar por las piscinas/tanques más sanos. Esto evita contaminación cruzada de una unidad infectada a una unidad libre de infección. Para determinar las piscinas/tanques que presentan buena condición sanitaria se deben iniciar los muestreos en las unidades con las siguientes características:
 - a) Alta sobrevivencia
 - b) Sin registros de mortalidad
 - c) Ausencia de aves
 - d) Los tanques/piscinas nuevas tiene prioridad

Los últimos tanques / piscinas en analizar deben ser aquellos que presenten mortalidades o donde se sospeche la presencia de algún patógeno específico. Si en el muestreo rutinario se evidencia alguna mortalidad se deben monitorear aquella(s) que presenten algún evento de mortalidad.

6.2. MUESTREO NO ALEATORIO EN PISCINA

- Abra la compuerta de salida y deje correr agua por 20 minutos.
- Revise si hay camarones en la malla de la compuerta de salida, si es así tome esos camarones.
- Si no hay presencia de camarones en la malla de la compuerta de salida, con una atarraya tome muestras en la zona de la compuerta de salida.
- Ponga los camarones en un balde claro y observe el comportamiento y coloración.
- Si hay camarones moribundos deles prioridad y muéstrellos primero.

6.3. MUESTREO NO ALEATORIO EN TANQUE

Para muestreo de animales en tanques cierre las válvulas de aire, revise los camarones y observe la presencia de signos clínicos de enfermedad



6.4. TIPOS DE MUESTRAS QUE DEBEN UTILIZARSE PARA LAS PRUEBAS

La selección del tipo de muestra y el medio para su preservación dependerá del agente a diagnosticar y el tipo de análisis.

- ✓ En los episodios de enfermedad clínica, deben obtenerse ejemplares de calidad cuidadosamente escogidos y con lesiones representativas de entre los animales vivos o moribundos
- ✓ Siempre que sea posible debe evitarse la obtención de ejemplares muertos durante brotes de enfermedad, pero las muestras de animales recién muertos pueden resultar adecuadas para pruebas diagnósticas por PCR
- ✓ Las muestras tomadas para pruebas moleculares pueden combinarse formando muestras compuestas de no más de cinco ejemplares por muestra compuesta. (total de 5 organismos, tomando una sola porción de tejido por cada camarón.)

6.5. MATERIAL

Antes de comenzar con el muestreo, es importante que el técnico responsable verifique que cuenta con los materiales del siguiente listado.

Guantes

Atarraya, red o canasta limpia y desinfectada

Pinzas de disección de acero inoxidable

Microtubos de 1.5 a 2 ml (recomendado Eppendorf®)

Bolsas de plástico (tipo Ziploc®)

Etanol 95% analítico*

Lápiz

Papel parafilm

Solución descontaminadora de ácidos nucleicos**

Pinzas metálicas

Hielera y/o bolsa térmica/ Gel refrigerante

Etiquetas



(*) El alcohol desnaturalizado o el alcohol de farmacia, contiene componentes que afectan los procesos de obtención de ácidos nucleicos, (cloruro de benzalconio, acetona, entre otros), por este motivo no deben ser utilizados.

(**) Los descontaminadores de ácidos nucleicos reducen riesgos de contaminación cruzada. Se recomienda utilizar: Solución de cloro al 10% (obtenido a partir de alguna marca comercial por ejemplo Clorox®). • Retire las partículas gruesas de tejido que se encuentren en el material (pinzas). • Sumerja el material en la solución de Clorox. • Realice un enjuague con alcohol antiséptico y seque perfectamente, ya que los residuos de cloro afectan la integridad de las muestras.

6.6. PREPARACIÓN Y TIPOS DE MUESTRAS PARA ANALISIS POR PCR

Con el fin de proteger el ácido nucleico (DNA, RNA) para el análisis de PCR, o RT-PCR, las muestras deben ser conservadas en etanol al 95% grado analítico, también se puede usar como conservante ARN later ®.

Las muestras dirigidas a diagnóstico molecular se enviarán sumergidas en etanol al 95% dentro de un empaque que asegure la integridad de la muestra y evite derrames; todas las muestras deberán ir perfectamente identificadas. (tubos eppendorf sellados con parafilm y empaquetar en bolsas de cierre hermético estilo ziploc, identificar los datos escribiendo con lápiz)

Las muestras que se pueden tomar son:

6.6.1. Ejemplares vivos:

conservados en hielo o refrigerados pueden procesarse en el laboratorio de diagnóstico para que sean analizados (solo aplica para cliente interno); Es el caso de los ejemplares que pueden transportarse al laboratorio para ser analizados en un plazo de 24 horas.

Se empaquetan las muestras en bolsas especiales para este fin deben envolverse con una cantidad suficiente de hielo o geles refrigerantes que rodeen las muestras en una caja diseñada para conservar la temperatura y se envían al laboratorio.



6.6.2. Hemolinfa

Existen tres maneras diferentes de extraer la hemolinfa del animal.

La primera es del seno cardiaco en la parte dorsal posterior del cefalotórax (foto1).

La segunda es de los senos lagunares ventrales ubicados en la base del 5 par de pereopodos a cada lado del animal. (foto 2).

La tercera es a partir del corte de un extremo de las antenas del camarón.

- ✓ Para la extracción de la hemolinfa (seno cardiaco y/o o senos lagunares) usar una jeringa nueva y estéril con aguja hipodérmica (jeringa de insulina de 1ml con aguja calibre 31G y/o 32G)
- ✓ Realizar una punción superficial , antes de realizar la punción verificar la permeabilidad de la jeringa e introducir el bisel mirando hacia arriba las agujas presentan forma de bisel en la punta para minimizar el daño en el momento de la punción
- ✓ Extraer al menos 100ul de hemolinfa, colocar en un tubo eppendorf con etanol al 95% grado analítico.
- ✓ Este proceso se debe hacer rápido para evitar que la hemolinfa se coagule en la jeringa.
- ✓ La jeringa y la aguja deben usarse sólo una vez.

Para la extracción de hemolinfa de la antena se corta un extremo con la ayuda de una tijera previamente desinfectada.



Foto 1. Extracción de hemolinfa en el corazón del camarón.





Foto 2. Extracción de hemolinfa en seno lagunar ventral izquierdo

6.6.3. Branquias: con unas tijeras finas eliminar el exoesqueleto que cubre las branquias (parte lateral del cefalotórax). Se toma una pequeña porción y se coloca en un tubo eppendorf con etanol al 95% grado analítico.



Foto 3. Toma de muestra de branquias



6.6.4. Hepatopáncreas: Tomar el camarón y separar el cefalotórax del abdomen, se elimina todo el exoesqueleto del cefalotórax para descubrir la hepatopáncreas. Seccionar una porción y porción y se coloca en un tubo eppendorf con etanol al 95% grado analítico.

6.6.5. Musculo Seccionar una porción del abdomen donde se observe coloración blanca porción y se coloca en un tubo eppendorf con etanol al 95% grado analítico.

6.6.6. Órgano linfoide (ol) (sólo reproductores):

- ✓ El cefalotórax de camarón se corta longitudinalmente en dos mitades (ver foto 4).



- ✓ Utilice las tijeras y pinzas para tomar las muestras estériles.
- ✓ Adelante del hepatopáncreas (ver círculo rojo) se puede tomar con una pinza el OL y se coloca en un microtubo de 1 ml previamente llenado con etanol al 95%.

6.6.7. Pleópodos

- Extraer con unas pinzas desinfectadas los pleópodos y colocarlos en un microtubo de 1,5 ml que contiene 1 ml de etanol al 95% de etanol. Para disminuir la pérdida de hemolinfa realizar presión con unas pinzas en la base del pleópodo antes de extraerlo (hemostasia manual).

6.6.8. Larvas

- ✓ Las muestras de postlarvas deben contener por lo menos 150 ejemplares. Colocarlos en un microtubo de 1,5 ml que contiene 1 ml de etanol al 95% de etanol.



De acuerdo con el patógeno a detectar las muestras que se deben tomar son:

Agente /enfermedad	Muestras adecuadas
Infección por <i>Hepatobacter Penaei</i> (NHP)	Hepatopancreas, heces, postlarvas
Infección por el virus de la necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa (IHHNV)	Branquias, hemolinfa, pleopodos, postlarvas, órgano linfóide
Infección por el virus de la mionecrosis infecciosa (IMNV)	Musculo, pleopodos hemolinfa, órgano linfóide, postlarvas
Infección por el virus del síndrome del Taura (TSV)	Hemolinfa, pleopodos, órgano linfóide, larvas
Infección por el virus del síndrome de las manchas blancas (WSSV)	Pleopodos, branquias, hemolinfa, estomago, musculo, postlarvas
Infección por el virus de la cabeza amarilla (YHV)	Órgano linfóide, branquias, hemolinfa, postlarvas
Enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda (AHPND/EMS)	Hepatopancreas, estomago, intestino, heces, postlarvas
Detección del <i>Enterocytozoon Hepatopenaei</i> (EHP)	Hepatopancreas, heces, postlarvas

6.9. EMBALAJE Y TRANSPORTE DE MUESTRAS PARA PCR

- ✓ Las muestras enviadas deben ser enviadas en microtubos de 1.5 o 2.0mL (ependorf) con etanol al 95% absoluto, selladas con parafilm y marcados con lápiz, usar doble bolsa con cierre hermético para su embalaje
- ✓ Todos los empaques de muestras (bolsas, tubos, frascos) deben ir acompañados por la solicitud de servicios y la identificación correspondiente, el formato con la relación de las muestras enviarlo dentro de una bolsa de plástico para evitar que entre en contacto con líquidos



	CORPORACIÓN CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE LA ACUICULTURA DE COLOMBIA - CENIACUA			
	TOMA Y TRANSPORTE DE MUESTRAS			
	Código: PR-DX-003	Versión: 1	Fecha de Emisión: 2019-11-15	Página 10 de 15

- ✓ El sobre, caja debe ser cerrada herméticamente con cinta adhesiva alrededor. En la parte superior de esta debe de colocarse una etiqueta que indique el destinatario y los datos del remitente.

6.10. PREPARACIÓN Y TIPOS DE MUESTRAS PARA ANALISIS POR HISTOLOGIA

La fijación de los animales permite la conservación de los tejidos para la posterior elaboración de las láminas histológicas. La fijación debe realizarse SIEMPRE en animales VIVOS, ya que el proceso de degradación de los tejidos en el camarón es bastante rápido (autólisis) impidiendo el correcto desarrollo de la técnica.

6.10.1. Fijación de larvas

- ✓ En el caso de las larvas y las postlarvas que son demasiado pequeñas como para inyectarles fácilmente fijador: Se utiliza una malla de orificios muy pequeños o una pipeta Pasteur, y se seleccionan y cogen los ejemplares. Se sumergen los camarones escogidos directamente en el fijador. Se fijan durante 12-24 horas y a continuación se transfieren a una solución de alcohol etílico al 70%, donde se dejan almacenados.

Ejemplo: en un tubo de ensayo agregue una cantidad suficiente de fijador Davidson coloque en el tubo aproximadamente 500 larvas (hasta PL 20) y aproximadamente 200 larvas (de PL 20 en adelante).

6.10.2. Fijación de juveniles y adultos

- ✓ Se inyecta fijador (se utiliza una proporción volumen/peso del 5-10%) mediante aguja y jeringa (el calibre de la aguja depende del tamaño del camarón)
- ✓ El hepatopáncreas (HP) debe inyectarse en primer lugar en dos o más puntos, con un volumen de fijador suficiente como para que pase a tener un color blanco a naranja (cuando se utiliza fijador AFA de Davidson); a continuación, se inyecta fijador en las



	CORPORACIÓN CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE LA ACUICULTURA DE COLOMBIA - CENIACUA			
	TOMA Y TRANSPORTE DE MUESTRAS			
	Código: PR-DX-003	Versión: 1	Fecha de Emisión: 2019-11-15	Página 11 de 15

zonas adyacentes al cefalotórax, y en el interior de la zona abdominal anterior y la zona abdominal posterior.

- ✓ El fijador debe repartirse entre las distintas zonas, y la cefalotorácica, sobre todo el HP, debe recibir más cantidad que la zona abdominal.
- ✓ Todos los signos vitales deben cesar rápidamente, y debe aparecer un visible cambio de color en las zonas inyectadas.
- ✓ Inmediatamente después de la inyección, se corta en la zona cefalotorácica lateral a la línea media dorsal, el cuerpo debe biseccionarse transversalmente, al menos una vez, justo posterior a la unión abdomen/cefalotórax.
- ✓ Tras la inyección, las incisiones y la bisección/trisección, se sumerge el ejemplar en el fijador (se utiliza una proporción de fijador/tejido de 10/1).
- ✓ Se deja que la fijación se produzca a temperatura ambiente durante 24-72 horas en función del tamaño del crustáceo que se desee conservar para descalcificar por completo la cutícula del camarón.
- ✓ Tras cumplir este periodo de fijación, los ejemplares deben transferirse a una solución de alcohol etílico al 70%, donde pueden guardarse indefinidamente.
- ✓ La etiqueta debe permanecer con los ejemplares en el mismo recipiente, durante la fijación, el almacenaje y el transporte al laboratorio. Se utiliza siempre y papel resistente al agua (lo recomendable es el papel plastificado; nunca deben utilizarse plumas ni bolígrafos, puesto que el alcohol disuelve la tinta).



6.11. TRANSPORTE Y ENVÍO DE LAS MUESTRAS CONSERVADAS PARA HISTOLOGÍA

- ✓ Dado que no pueden enviarse por correo ni mensajería grandes volúmenes de alcohol, se recomiendan los siguientes métodos:
- ✓ Sacar los ejemplares de la solución de alcohol etílico al 70%. En el caso de las larvas, las postlarvas o los juveniles pequeños, utilizar viales de plástico a prueba de fugas y con tapón de rosca, si se dispone de ellos; si deben utilizarse viales de vidrio, deben envolverse para que no se rompan.
- ✓ En el caso de ejemplares más grandes, las muestras se envuelven con papel de cocina cubriéndolas por completo (no debe utilizarse algodón natural ni procesado). Se colocan los ejemplares envueltos con papel de cocina en una bolsa de plástico con cierre y se cubren de alcohol etílico al 70%.
- ✓ Se introduce la etiqueta y se cierra la bolsa. Dicha bolsa se introduce en una segunda bolsa con cierre.
- ✓ Para el envío, pueden colocarse varias de estas bolsas en un recipiente resistente y a prueba de aplastamiento debidamente etiquetado

6.12. PREPARACIÓN Y TIPOS DE MUESTRAS PARA ANALISIS POR MICROBIOLOGIA

- ✓ Los recipientes más usados para la toma de muestras para los exámenes microbiológicos son los frascos de plástico o preferiblemente de vidrio esterilizable.
- ✓ Deben ser de boca ancha, tapa protectora y cierre hermético para evitar escapes de agua; provistos con una cubierta de tela, papel resistente o papel de aluminio para proteger la tapa en el momento del muestreo.
- ✓ La capacidad de estos frascos debe ser como mínimo de 300 ml, con el objeto de poder tomar muestras de 250 ml y dejar un espacio vacío que facilite la supervivencia de los microorganismos aerobios.
- ✓ Los recipientes para la recolección de las muestras de agua deberán ser entregados, por parte del laboratorio, al responsable de los muestreos debidamente tapados.



	CORPORACIÓN CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE LA ACUICULTURA DE COLOMBIA - CENIACUA			
	TOMA Y TRANSPORTE DE MUESTRAS			
	Código: PR-DX-003	Versión: 1	Fecha de Emisión: 2019-11-15	Página 13 de 15

- ✓ El rótulo deberá estar bien asegurado al frasco y ser fácilmente distinguible de los demás.
- ✓ Las botellas con las muestras deberán ir en neveras con hielo o geles, de tal manera que se garantice una conservación adecuada. Una manera práctica para el transporte del hielo puede ser en recipientes plásticos que evitan filtraciones. Las neveras portátiles deberán mantenerse a la sombra para permitir una mayor conservación de la temperatura.
- ✓ El enfriamiento simple (en hielo o en un refrigerador a 4° C) y el almacenamiento de la muestra en la oscuridad es, en la mayoría de los casos, suficiente para preservar la muestra durante el transporte al laboratorio y durante un período de tiempo relativamente corto antes del análisis.

6.13. ACEPTACIÓN Y RECHAZO DE MUESTRAS

- Toda muestra debe llegar al laboratorio acompañada del formato **Solicitud de Análisis FR-DX-02** debidamente diligenciado, este formato se encuentra disponible al cliente en la página web de CENIACUA, o en el área de recepción del laboratorio.
- El personal responsable de la recepción debe verificar que las muestras que ingresen al laboratorio se encuentren:
 - El formato de **Solicitud de Análisis FR-DX-02**, diligenciado y con las firmas respectivas.
 - Las muestras se encuentren debidamente marcadas (con su identificación clara, legible), y que correspondan a las relacionadas en la **Solicitud de Análisis FR-DX-02**.
 - Que las condiciones de embalaje y preservación sean las adecuadas tal como lo describe este documento.

Para análisis por PCR

Las muestras deben prepararse de modo que conserven el ácido nucleico del agente patógeno. El método de elección es la conservación de las muestras en etanol al 95% de grado analítico en una proporción 1:5 (por una parte, de muestra 5 partes de etanol). Existen otros productos como el ARN later que puede ser usado para el mismo fin



Antes de imprimir este documento, piense si es necesario.
Todo documento impreso se considera COPIA NO CONTROLADA

Los tejidos a analizar dependen de la enfermedad o agente patógeno que pretenda detectarse:

Agente /enfermedad	Muestras adecuadas
Infección por Hepatobacter Penaei (NHP)	Hepatopancreas, heces, postlarvas
Infección por el virus de la necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa (IHHNV)	Branquias, hemolinfa, pleopodos, larvas, órgano linfoide, postlarvas
Infección por el virus de la mionecrosis infecciosa (IMNV)	Musculo, pleopodos hemolinfa, órgano linfoide, postlarvas
Infección por el virus del síndrome del Taura (TSV)	Hemolinfa, pleopodos, órgano linfoide, postlarvas
Infección por el virus del síndrome de las manchas blancas (WSSV)	Pleopodos, branquias, hemolinfa, estomago, musculo, postlarvas
Infección por el virus de la cabeza amarilla (YHV)	Organo linfoide, branquias, hemolinfa, postlarvas
Enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda (AHPND/EMS)	Hepatopancreas, estomago, intestino, heces, postlarvas
Detección del Enterocytozoon Hepatopenaei (EHP)	Hepatopancreas, heces, postlarvas

- ✓ Las muestras pueden venir combinadas formando muestras compuestas de no mas de cinco ejemplares de juveniles, subadultos y adultos,
- ✓ Las muestras de postlarvas deben contener por lo menos 150 ejemplares.
- ✓ Las muestras deben venir bien tapadas (utilizar viales plásticos a prueba de fugas) y/o selladas con papel Parafilm.

Para análisis de histología

- ✓ Las muestras de histología deben venir fijadas con solución de Davidson, la fijación debe hacerse de acuerdo a las recomendaciones del protocolo de toma de muestras, si tienen más de 24 horas de fijadas deben llegar conservadas en etanol al 70%.
- ✓ Dado que no pueden enviarse por correo ni mensajería grandes volúmenes de alcohol, se recomiendan los siguientes métodos: Sacar los ejemplares de la solución de alcohol etílico al 70%. En el caso de las larvas, las postlarvas o los juveniles pequeños, utilizar viales de plástico a prueba de fugas y con tapón de



rosca, si se dispone de ellos; si deben utilizarse viales de vidrio, deben envolverse para que no se rompan

- ✓ En el caso de ejemplares más grandes, las muestras se envuelven con papel de cocina cubriéndolas por completo (no debe utilizarse algodón natural ni procesado). Se colocan los ejemplares envueltos con papel de cocina en una bolsa de plástico con cierre y se cubren de alcohol etílico al 70%.
- ✓ Dicha bolsa se introduce en una segunda bolsa con cierre. Para el envío, pueden colocarse varias de estas bolsas en un recipiente resistente y a prueba de aplastamiento debidamente etiquetado
- ✓ Las muestras fijadas en Davidson y recibidas embaladas en papel absorbente deben ser colocadas inmediatamente en etanol al 70%

Las muestras que no cumplan con las condiciones de aceptación serán rechazadas y el personal del laboratorio seguirá los lineamientos definidos en el procedimiento **Manipulación de Muestras PRT-DX-001**.

7. DOCUMENTOS ASOCIADOS:

(PRT-DX-001) Manipulación de Muestras.

(FR-DX-02) Solicitud de Análisis

Elaboró:	Revisó:	Aprobó:
Jefe de Laboratorio	Director Científico	Director Punta Canoa
2019-11-11	2019-11-13	2019-11-15

