

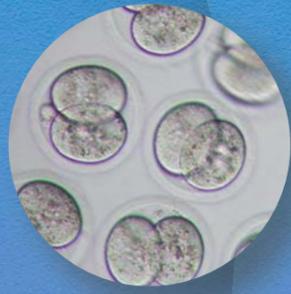
# Técnicas de Ingeniería Reproductiva del Ratón

## Manual Técnico

Naomi Nakagata

División de Ingeniería Reproductiva  
Centro de Recursos Animales y Desarrollo (CARD)  
Universidad de Kumamoto, Japón

Traducción por  
Jorge Sztein



**COSMO BIO Co., LTD.**

TOYO EKIMAE BLDG. 2-20, TOYO 2-CHOME,  
KOTO-KU. TOKYO 135-0016, JAPAN  
TEL : (81)3-5632-9617  
FAX : (81)3-5632-9618  
e-mail : export@cosmobio.co.jp  
URL : www.cosmobio.com



10168

Técnicas de Ingeniería Reproductiva del Ratón Manual Técnico

COSMO BIO Co., LTD.

COSMO BIO Co., LTD.

# Técnicas de Ingeniería Reproductiva del Ratón

## Manual Técnico

Naomi Nakagata

Traducción por  
Jorge Sztein





# Técnicas de Ingeniería Reproductiva del Ratón

---

Manual Técnico

Por Naomi Nakagata

En colaboración con Shuuji Tsuchiyama

División de Ingeniería Reproductiva

Centro de Recursos Animales y Desarrollo (CARD)

Universidad de Kumamoto, Japón

Traducción por Jorge Sztejn

Corrección por Josep Marimon

3ra edición, Publicado por COSMO BIO CO., LTD.

Toyo-Ekimae Bldg., 2-20, Toyo 2-Chome, Koto-Ku, Tokio 135-0016

Japón

Tel: +81-3-5632-9617

Diseño de Tapa COSMO BIO CO., LTD.

Copyright©2015 Naomi Nakagata , Todos los derechos Reservados.

Impreso en Japón. No está permitida la venta de este libro

No está permitida la reproducción parcial o total de este documento,

copiar en un sistema de recuperación o transmisión en cualquier

forma o por cualquier medio, electrónico, mecánico, fotocopias,

grabaciones o por cualquier otro método, sin autorización previa del

titular de los derechos de autor.

# Introducción

---

El número de ratones genéticamente modificados producidos en los últimos años ha incrementado dramáticamente. Por otra parte, ha sido notable el rápido progreso en el desarrollo de nuevas técnicas destinadas a la edición del genoma (TALEN y CRISPR/Cas9) en estudios de biología molecular, de manera tal que un ratón genéticamente modificado puede producirse fácilmente en un tiempo relativamente corto. Esta producción ha sido apoyada por técnicas de reproducción como la fertilización in vitro, la criopreservación de embriones, de esperma y las técnicas de transferencia embrionaria. Estas técnicas se han convertido en inestimables métodos periféricos y su uso se ha popularizado rápidamente.

La rápida popularidad alcanzada, ha provocado la publicación de varios manuales técnicos relacionados con la tecnología de la reproducción del ratón (como este mismo) . Sin embargo, aun no ha sido publicado un manual con suficiente detalle dado que las técnicas de reproducción asistida del ratón involucran mayoritariamente delicadas operaciones bajo un microscopio estereoscópico.

Con ese objetivo en mente, en este libro hemos tratado de crear un manual sobre las técnicas reproductivas del ratón que pueda ser fácilmente comprendido por todos. En nuestro manual hemos incluido un número generoso de diagramas, fotografías y videos para explicar paso a paso cada técnica en la forma más clara y minuciosa que hemos podido. Sinceramente deseamos que nuestro manual se convierta en una guía definitiva para estudiantes, técnicos, investigadores y otras personas que desean estudiar las técnicas de reproducción asistida en ratón.

Naomi Nakagata

# CONTENIDO

## Capítulo 1 Fertilización *In Vitro* (FIV)

- 1-1 Preparación y ensamblado de pipetas para manipular embriones ..... 4
- 1-2 Fertilización *In Vitro* (FIV) ..... 6
- 1-3 Fertilización *In Vitro* (FIV) usando el reactivo para ultra-superovulación .....12

## Capítulo 2 Transporte de espermia

- 2-1 Recolección y transporte en frío de la cola (Cauda) del epidídimo ..... 14
- 2-2 Fertilización *In Vitro* usando espermia del epidídimo transportado en frío ..... 18

## Capítulo 3 Criopreservación de espermia

- 3-1 Criopreservación de espermia de ratón ..... 20
- 3-2 Fertilización *In Vitro* usando espermia criopreservado ..... 26
- 3-3 Método de fertilización *In Vitro* para el rescate de un stock legado de espermia criopreservado ..... 32

## Capítulo 4 Preparación de los ovocitos y embriones

- 4-1 Preparación de ovocitos micro-diseccionados con laser ..... 36
- 4-2 Disección parcial de la zona pelúcida (DPZ) ..... 39
- 4-3 Recolección de embriones en estadio de 2-Celulas ..... 42

## Capítulo 5 Transporte de ovocitos y embriones

- 5-1 Transporte en frío de embriones a 2-células ..... 46
- 5-2 Transporte en frío de oviductos de ratón con embriones a 2-células ..... 52

## Capítulo 6 Criopreservación de ovocitos y embriones

- 6-1 Vitricación simple de embriones de ratón ..... 54
- 6-2 Vitricación simple de ovocitos de ratón ..... 59
- 6-3 Vitricación y trasplante de ovarios de ratón ..... 62

## Capítulo 7 Otras técnicas

- 7-1 Vasectomía para la obtención de machos estériles ..... 64
- 7-2 Transferencia Embrionaria en Oviducto ..... 66
- 7-3 Transferencia Embrionaria en Útero ..... 72
- 7-4 Cesárea y adopción ..... 76

## Capítulo 8 Medios

- 8-1 Almacenamiento de medios y soluciones en ampollas con gas de nitrógeno ..... 78
- 8-2 Tabla de composición de los medios ..... 79

\*  Por favor, para más información consulte la página 90.

## 1-1 Preparación y ensamblado de pipetas para manipular embriones

### Materiales y equipo

1. Pipetas capilares de vidrio (Calibrated Micropipettes; 2-000-200; Drummond Scientific Company, USA)
2. Mechero de alcohol (o mechero Bunsen recto de laboratorio; Cat. No. RK4102; REKROW INDUSTRIAL INC.)
3. Lápiz de diamante o cortador de ampollas de vidrio
4. Hemocitómetro
5. Pipeta pasteur
6. Algodón
7. Tubo de silicona
8. Tapón de silicona
9. Boquilla

### Procedimientos

#### Limpieza y esterilización de pipetas capilares de vidrio

1. Sumerja las pipetas capilares de vidrio en una solución de 99:1 de 70% etanol y ácido clorhídrico concentrado durante más de 12 horas.
2. Enjuague las pipetas bajo agua corriente durante no menos de 3 horas.
3. Enjuáguelas 4 o 5 veces con agua destilada.
4. Esterilice los capilares de vidrio por calor seco a 180°C durante 3 horas.

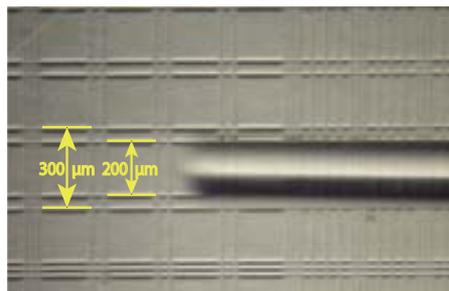
#### Elaboración de pipetas para la manipulación del embrión

1. Caliente en la zona alta de la llama de un mechero de alcohol en la parte central de un capilar de vidrio. Cuando el vidrio del capilar este lo suficientemente blando, retírelo de la llama y rápidamente tire de los dos extremos.
2. Divida los capilares en dos poniendo el centro de la sección afinada nuevamente sobre la llama.
3. Evalúe la sección afinada y usando un cortador de ampollas corte las pipetas de una longitud apropiada (10 cm) y elimine la parte sobrante.
4. Controle el diámetro del extremo del capilar bajo un microscopio usando un hemocitómetro.

[Cuando el borde del capilar esta en foco]



[Cuando el hemocitómetro está en foco]



[Elaboración de pipetas para manipular embriones] No. 01-01



#### Nota

Las pipetas capilares para manipulación embrionaria ya ensambladas están disponibles en Cosmo Bio Co., Ltd. (Embryo manipulation instrument set, Cat. No. KYD-S036)

#### Nota

Las dimensiones de los capilares dependerán tanto de la temperatura a la que se someta el vidrio como del periodo de tiempo en que se tira del capilar.

Con práctica, se dominará la técnica y podrá convertir los capilares en pipetas de las dimensiones requeridas

El diámetro externo de las pipetas producidas debe ser aproximadamente de 200-250 μm.

5. Pula y esterilice la punta de la pipeta calentándola suavemente sobre la llama. Tenga cuidado de no sobrecalentar la punta del capilar ya que puede cerrar la abertura.

[El extremo del capilar antes de pulirlo]



[La pipeta con la punta pulida]



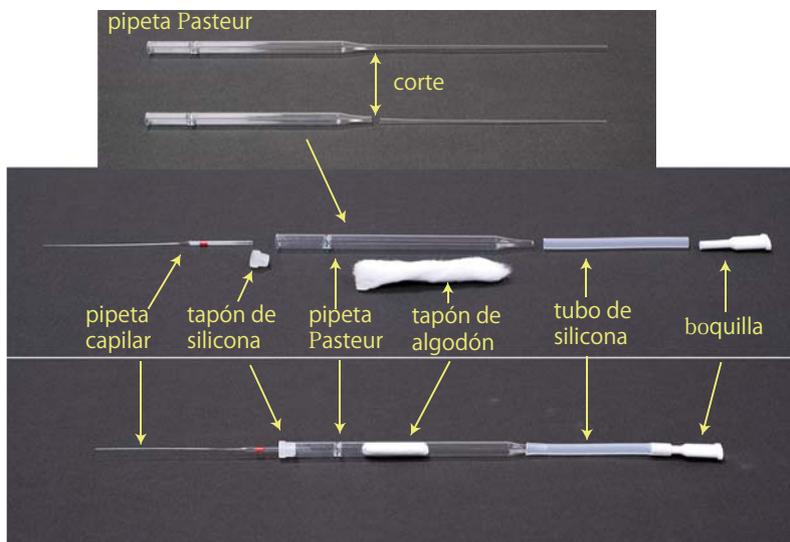
[Pulido de la punta de la Pipeta de vidrio] No. 01-02



## Ensamblado de la pipeta de transferencia para manipulación de embriones

1. Corte la punta fina de una pipeta Pasteur con un cortador de ampollas (dejando aproximadamente 1 cm).
2. Use la llama de un mechero de alcohol para pulir la punta cortada.
3. Inserte un algodón dentro de la pipeta.
4. Coloque el tapón de silicona en el extremo de la pipeta con boca ancha.
5. Conecte un tubo flexible de goma en el extremo fino de la pipeta.
6. Corte el tubo de goma de una longitud que sea cómodo para su uso, e inserte la boquilla en el otro extremo.

[Pipeta de transferencia y manipulación de embriones]



## Como manipular los embriones

1. Coloque la boquilla de la pipeta de transferencia en su boca.
2. Observando bajo un microscopio, introduzca la punta del capilar en la gota de medio. Deje que el medio llene la punta de la pipeta; esto se produce por un fenómeno natural llamado capilaridad.
3. Cuando la capilaridad se termine, use la boquilla para succionar los embriones dentro del capilar solo aspirando, para liberarlos exhale suavemente.

[Como manipular los embriones] No. 01-03



## 1-2 Fertilización *In Vitro* (FIV)

### Materiales y equipo

1. PMSG (Gonadotropina sérica de yegua preñada, Cat. No. 80056-608; VWR SCIENTIFIC INC.) (37.5 IU/mL en solución fisiológica estéril)
2. hCG (Gonadotropina coriónica humana, CG-10; Sigma) (37.5 IU/mL en solución fisiológica estéril)
3. Jeringas descartables de 1 mL
4. FERTIUP® (medio de pre-incubación: PM, Cat. No. KYD-002-EX, Cosmo Bio Co., Ltd.)
5. MEDIO CARD® (CARD MEDIUM® Cat. No. KYD-003-EX, Cosmo Bio Co., Ltd.)
6. mHTF
7. Aceite mineral
8. Micropipetas
9. Puntas de pipeta para preparar las placas
10. Puntas de pipeta para inseminación (Pipette Tip Cat. No. 114; Quality Scientific Plastics)
11. Placas de plástico (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING)
12. Tijeras de disección
13. Pinza de relojero #5
14. Tijeras de micro-disección con muelle (hoja de 5 mm)
15. Aguja de disección
16. Papel de filtro
17. Pipetas capilares de vidrio para la manipulación del embrión
18. Microscopio
19. Estufa de incubación humidificada (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire)

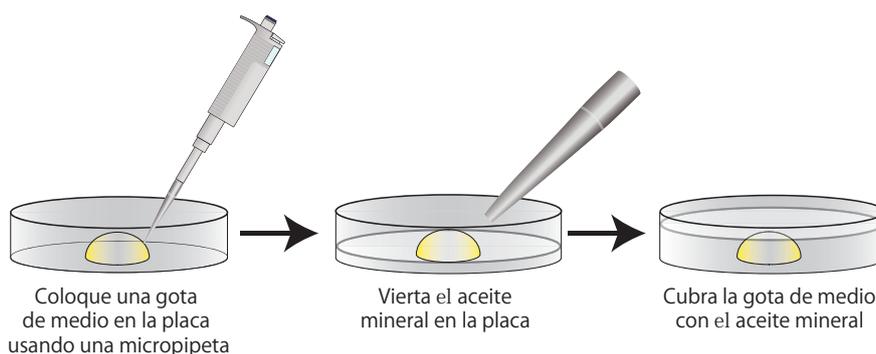
### Procedimientos

#### Superovulación

1. Inducir la superovulación inyectando 7.5 IU i.p. de la gonadotropina sérica de yegua preñada (PMSG) en cada ratón hembra madura (8-12 semanas). (La PMSG usualmente se administra durante el ciclo de luz, entre las 14:00 y las 18:00 horas).
2. Seguidamente, 48-52 horas más tarde se inyectan 7.5 IU i.p. de la hormona gonadotrofi na coriónica humana (hCG).

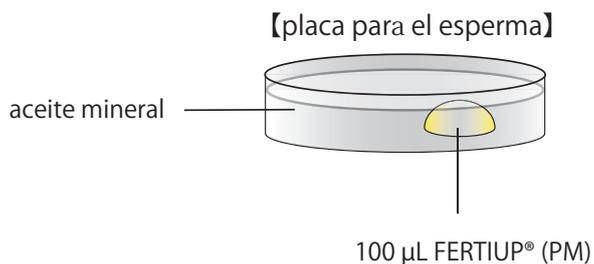
#### Preparación de las placas

1. Prepare las placas como se muestra debajo y manténgalas en la estufa (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire) para permitir que se equilibren con el gas.



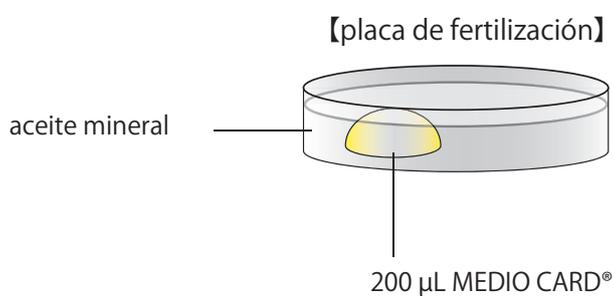
## a. Placa de esperma

Coloque 1 gota (100  $\mu\text{L}$  / gota) de FERTIUP® (PM) en una placa y cúbrala con el aceite mineral 30 minutos antes de recolectar el esperma; coloque la placa en el incubador.



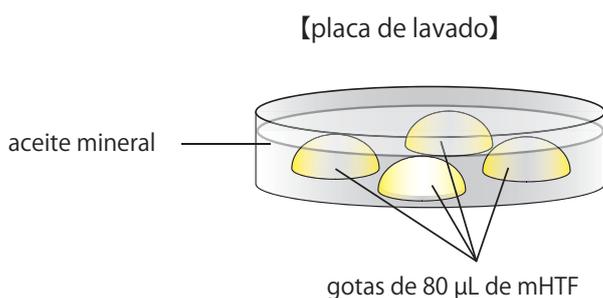
## b. Placa de fertilización

Ponga 1 gota (200  $\mu\text{L}$  / gota) del MEDIO CARD® en una placa y cúbralo con aceite mineral 10 minutos antes de recolectar los ovocitos, coloque la placa en el incubador.



## c. Placa de lavado

Coloque 4 gotas (80  $\mu\text{L}$  / gotas) de mHTF en una placa y cúbrala con aceite mineral. Ponga la placa en el incubador al menos por 30 minutos.



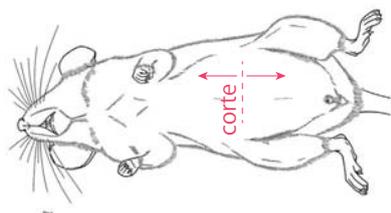
## Nota

Hay tres métodos distintos de preparar el MEDIO CARD®, dependiendo si la fertilización *in-vitro* se hará usando esperma fresco, congelado y descongelado o esperma transportado en frío.

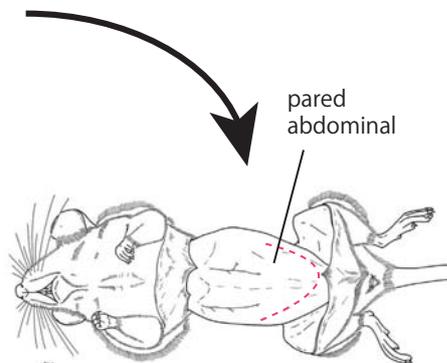
Por favor consulte las instrucciones del MEDIO CARD®.

### Recolección de espermatozoides

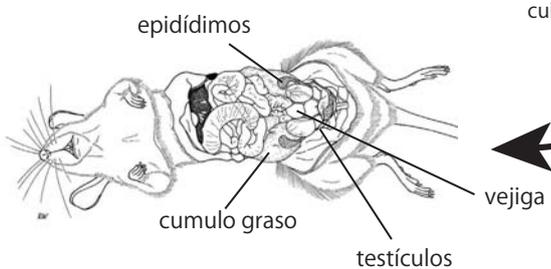
1. Sacrifique 1 o 2 ratones machos adultos (de 3 a 6 meses ) y saque las colas de los epidídimos evitando al máximo posible la grasa, sangre y fluidos.
2. Coloque el organo sobre un papel filtro estéril para absorber toda sangre o fluidos.



- Pince la piel, y levantándola haga un pequeño corte a lo largo de la línea discontinua indicada en el diagrama de arriba.
- Sostenga con sus dedos la piel cortada y tire firmemente hacia la cabeza y la cola del ratón, como lo marca las flechas en el mismo diagrama.

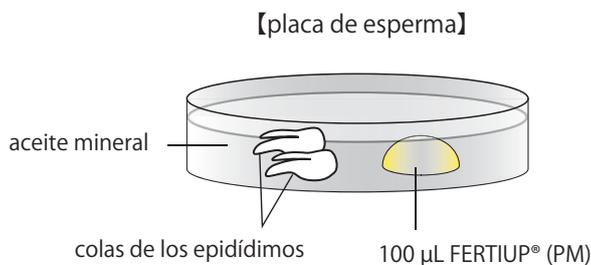


- Diseccione la pared abdominal, teniendo cuidado de no dañar los órganos internos.

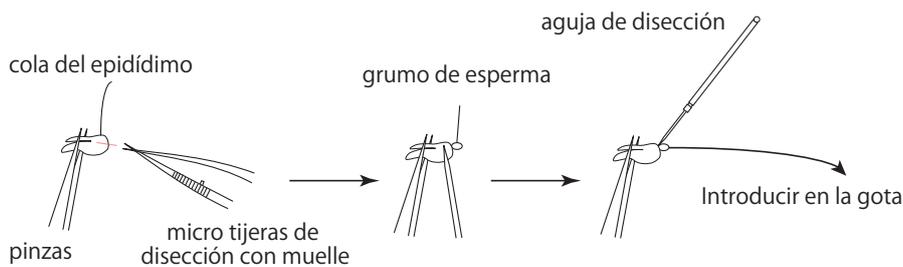


**[Extrayendo las colas de los epidídimos]** No. 02-01

3. Coloque las colas de los epidídimos en la placa de espermatozoides.



4. Corte el conducto de cada cola del epidídimo usando unas micro-tijeras con muelle, después use una aguja de disección para presionar suavemente la superficie del epidídimo para forzar la salida del espermatozoides.
5. Use la aguja de disección para introducir los grupos de espermatozoides liberados del epidídimo en la gota de FERTIUP® (PM).

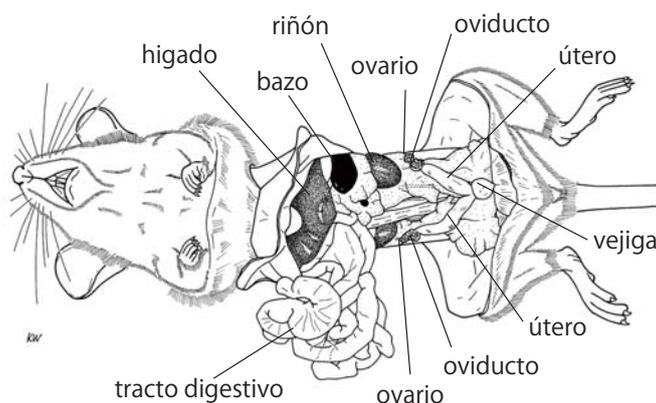


[Recolección de espermatozoides] No. 02-02

- Deje capacitar el espermatozoides colocando la suspensión en un incubador (37 °C , 5% CO<sub>2</sub> en aire) durante 60 minutos previos a la inseminación.

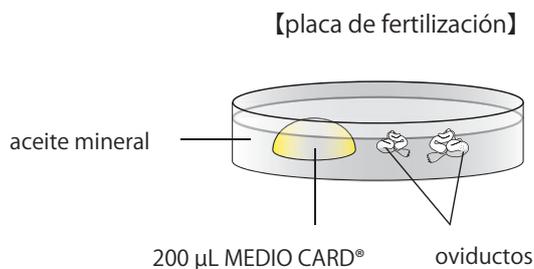
### Recolección de ovocitos

- Sacrifique una hembra adulta (8-12 semanas) superovulada aproximadamente entre las 15-17 horas después de administrarle la hCG.
- Diseccione el ratón abriendo la cavidad abdominal.
- Mueva a un lado el tracto digestivo para exponer el útero, oviductos y ovarios.
- Extraiga el útero, oviducto y ovarios y colóquelo sobre un papel filtro estéril.
- Retire solo los oviductos (ámpulas), evitando en lo posible la grasa, sangre y fluidos.



[Disección del oviducto] No. 02-03

- Sumerja los oviductos en el aceite mineral de la placa de fertilización.



#### Nota

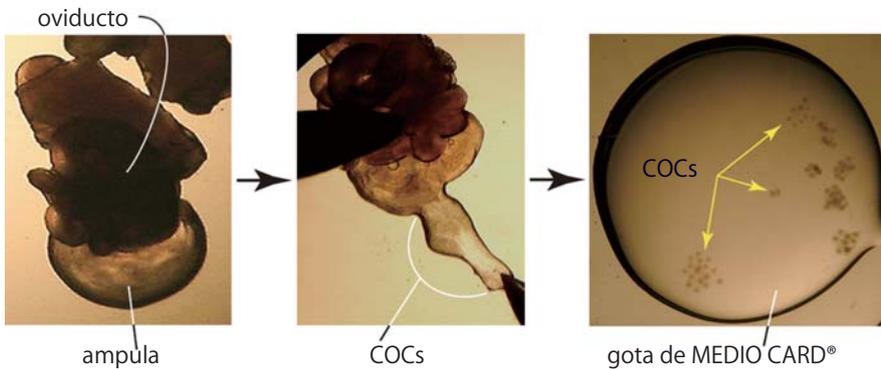
El grado de fertilidad variara en gran medida dependiendo del espermatozoides utilizado.

El espermatozoides con niveles altos de fertilidad puede observarse moviéndose en vórtice con gran motilidad en los bordes del medio de incubación.

Por el contrario, el espermatozoides que muestra baja motilidad y pobre homogeneidad tiende a tener bajos niveles de fertilidad.

- Use un par de pinzas para mantener fijo el oviducto en el fondo de la placa de fertilización, y use una aguja de disección para desgarrar y abrir la ampulla del oviducto para liberar los complejos cúmulo-ovocitos (COCs). Arrastre los cúmulos dentro de la gota de MEDIO CARD® (200 µL).

**[Introduciendo el complejo cúmulo-ovocito (COCs) en la gota de MEDIO CARD®]**



No. 02-04

- Mantenga la placa de fertilización con los COCs en un incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> balanceado en aire) durante 30-60 minutos antes de la inseminación.

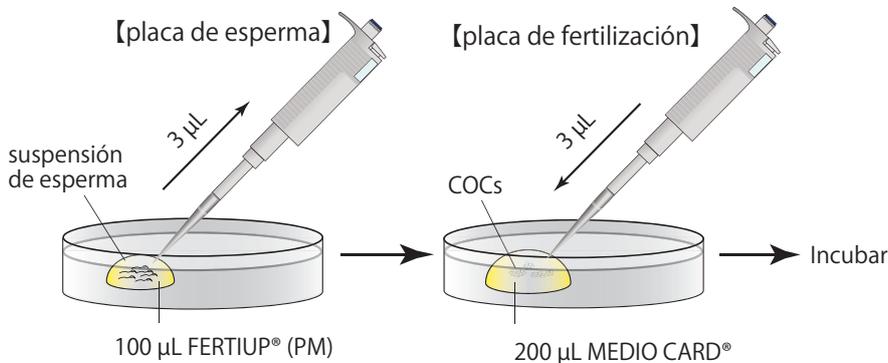
**Nota**

Asegúrese de llevar a cabo todas las operaciones desde el sacrificio de la hembra y la obtención sus oviductos hasta la introducción los COCs en la gota de MEDIO CARD®, en el menor tiempo posible (unos 30 segundos).

Es más, cuando realice esta tarea solo, no sacrifique muchos ratones a la vez; por el contrario, sacrifique un ratón y obtenga rápidamente sus oviductos antes de comenzar con otro animal.

**Inseminación**

- Use la punta de pipeta (Pipette tip Cat. No. 114; Quality Scientific Plastics) para agregar cantidades apropiadas (usualmente unos 3 µL) de la suspensión de esperma a la gota de MEDIO CARD® que contiene los COCs.
- Coloque la placa de fertilización en un incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire).

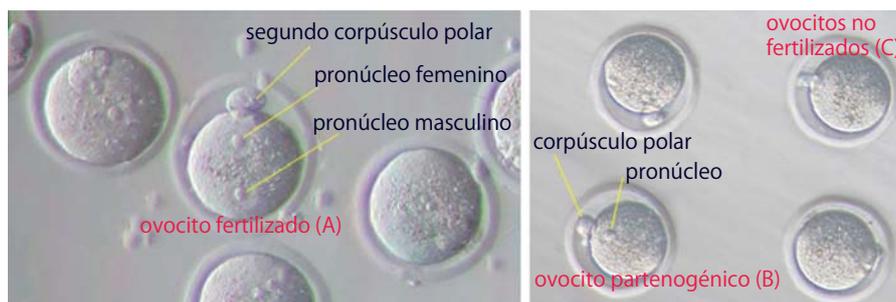


3. 3 horas después de la inseminación, lave los ovocitos 3 veces en medio mHTF (80  $\mu$ L) en la placa de lavado, evitando transferir el MEDIO CARD  $^{\circ}$ .

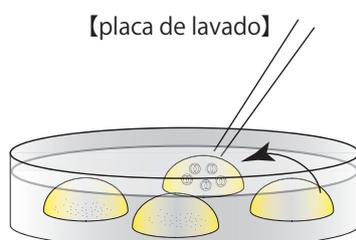


4. Seis horas después de la inseminación, observe los ovocitos en la tercer gota de mHTF y elimine todos los ovocitos partenogénicos que tengan solo un pronúcleo.

**[Aspecto de los ovocitos fertilizados, no fertilizados y partenogénicos]**



5. Después de incubar los ovocitos durante la noche, transfiera a la cuarta gota de mHTF de la placa de lavado solo los embriones en 2-celulas. Estos embriones pueden ser vitrificados, transferidos a una hembra receptora o cultivados hasta el estadio de blastocito. ( Por favor, consulte los capítulos de Vitrificación simple de embriones de ratón en la página 54 y de Transferencia embrionaria en oviducto en la página 66.)



## Referencias

1. Toyoda Y., Yokoyama M., and Hosi T. 1971. Studies on the fertilization of mouse eggs *in vitro*. *Jpn. J. Anim. Reprod.* 16: 147-151.

### Nota

En este estadio es importante que usted pueda identificar y eliminar los ovocitos partenogénicos.

Es importante ya que si no los elimina en este estadio, al día siguiente se encontrarán en el estadio de 2-celulas y será imposible distinguir los ovocitos fertilizados de los ovocitos partenogénicos.

### Nota

Los ovocitos fertilizados tienen ambos pronúcleos (A) masculino y femenino.

Por otra parte, los ovocitos partenogénicos tienen solo un pronúcleo (B) y los ovocitos no fertilizados no tienen ningún pronúcleo (C).

## 1-3 Fertilización *In Vitro* (FIV) usando el reactivo para ultra-superovulación

### Materiales y equipo

1. Reactivo para ultra-superovulación (CARD HyperOva)

Los otros materiales son los mismos que los usados para la FIV usando PMSG.  
(Por favor consulte el capítulo de fertilización *in vitro* en la página 6.)

### Procedimientos

#### Ultra-superovulación

1. Inyectar un ratón hembra de 26 – 30 días (contando 0 el día de su nacimiento) 0.1-0.2 mL i.p del CARD HyperOva para inducir superovulación. (EL CARD HyperOva se administra durante el ciclo de luz, normalmente entre las 17:00 y 18:00 horas).
2. Continuar 48 horas más tarde con una inyección i.p de 7.5 IU de la gonadotropina coriónica humana (hCG).

#### Preparación de las placas y recolección de esperma

1. Prepare las placas y recolecte el esperma de igual manera que para la FIV utilizando PMSG.  
(Por favor consulte el capítulo de fertilización *in vitro* en la página 6.)

#### Recolección de ovocitos

Cuando se utilice CARD HyperOva los oviductos de las hembras superovuladas aumentan de tamaño considerablemente. Por favor asegúrese de manipular los oviductos con cuidado de no romperlos siguiendo el método descrito debajo.

1. Extraiga los oviductos (Ámpulas) de la cavidad abdominal de las hembras.
2. Colóquelos sobre un filtro de papel estéril y con suavidad elimine sangre y fluidos.
3. Sumerja los oviductos en el aceite mineral de la placa de fertilización.
4. Use una gota de MEDIO CARD® (200µL) por hembra (2 oviductos).

Para los procedimientos siguientes, por favor consulte el capítulo de fertilización *in vitro* en la página 9.

#### Inseminación

1. Para la inseminación use 6 µL de la suspensión pre-incubada de esperma de forma idéntica a la detallada para la FIV usando PMSG.

Para los otros procedimientos en relación con la inseminación, por favor consulte el capítulo de fertilización *in vitro* en la página 10.

## Referencias

1. Takeo T., Nakagata N. 2015. Superovulation using the combined administration of inhibin antiserum and equine chorionic gonadotropin increases the number of ovulated oocytes in C57BL/6 female mice. *PLoS ONE* **10**(5): e0128330. doi:10.1371/journal.pone.0128330
2. Takeo T., Nakagata N. 2016. Immunotherapy using inhibin antiserum enhanced the efficacy of equine chorionic gonadotropin on superovulation in major inbred and outbred mice strains. *Theriogenol.* doi:10.1016/j.theriogenology.2016.04.076

## 2-1 Recolección y transporte en frío de la cola (cauda) del epidídimo

### Materiales y equipo

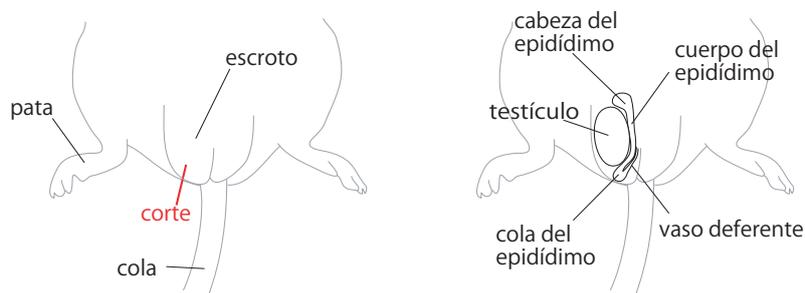
1. Ratón macho (más de 12 semanas de edad)
2. Anestésico
3. Placa térmica (37°C)
4. Tijeras de disección
5. Pinzas de relojero #5
6. Grapas quirúrgicas (Autoclip 9mm; Clay Adams 427631) y aplicador de grapas (Mik-Ron Autoclip Applier; Clay Adams 427630)
7. Registro de temperatura (Thermochron iButton Cat. No. DS1921G; Maxim Integrated Products)
8. Solución para almacenamiento en frío de epidídimos (Cat. No. KYD-007-EX, Cosmo Bio Co., Ltd.)
9. Kit de transporte en frío CARD (Cat. No. KYD-006-EX, Cosmo Bio Co., Ltd.)
  - Termo (Cat. No. JMK-501; Thermos K.K.)
  - Caja de cartón (en donde se pueda ubicar un tubo de 0.2 mL)
  - Algodón
  - Bolsas de gel refrigerante (pequeña y grande)
  - Caja de transporte de espuma de Poliestireno (KARUX KC-3)

Tanto el kit de transporte CARD a baja temperatura como la solución de mantenimiento deben ser enfriadas a 4-8°C antes de su uso.

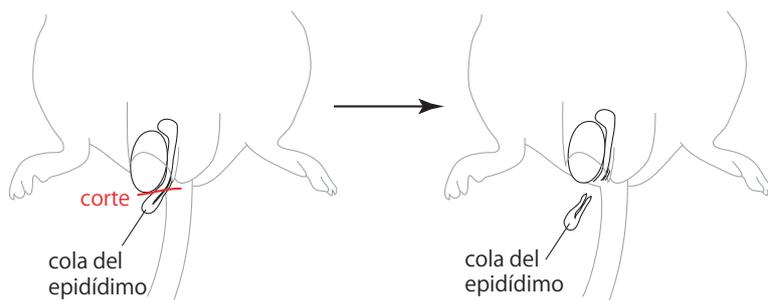
### Procedimientos

#### Obtención de la cola del epidídimo

1. Anestesia un ratón macho.
2. Haga una pequeña incisión en el escroto y exponga la cola del epidídimo.



3. Corte el vaso deferente y el cuerpo del epidídimo, y saque la cola del epidídimo.



[Cola del epidídimo]



[Obtención de una cola de epidídimo de un macho anestesiado] No. 03-01 

4. Empuje el testículo dentro del abdomen y cierre la herida con una grapa quirúrgica.
5. Mantenga el ratón sobre una placa térmica a 37°C hasta que se recupere de los efectos de la anestesia.

**Comentario**

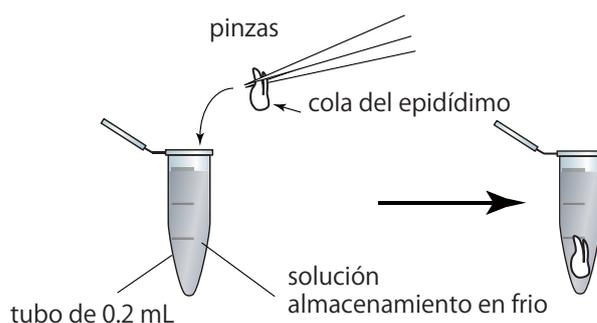
Una semana después de la operación el macho ya puede ser apareado.

**Embalado y transporte de la cola del epidídimo**

Todos los elementos a ser utilizados en el embalado de la cola del epidídimo deben mantenerse a 4-8°C hasta el momento de su uso.

Aún más, el procedimiento de embalado debe completarse lo más rápido posible para prevenir que la cola del epidídimo y los elementos del utilizados se calienten.

1. Ponga la cola del epidídimo en el tubo de 0.2 mL que contiene la solución para almacenamiento en frío.



2. Coloque el tubo con la cola del epidídimo, un registrador de datos temperatura y un poco de algodón en la caja de cartón.



- Introduzca la caja de cartón con la cola del epidídimo en el termo.



- Introduzca 2 bloques refrigerantes (pequeños) dentro del termo.



- Cierre el tapa del termo.



- Coloque el bloque refrigerante (grande) en el fondo de la caja de transporte, y ponga el termo sobre él.
- Ponga un bloque refrigerante (grande) a cada lado del termo, y un bloque (grande) más sobre él. Cierre la caja con su tapa.

**Nota**

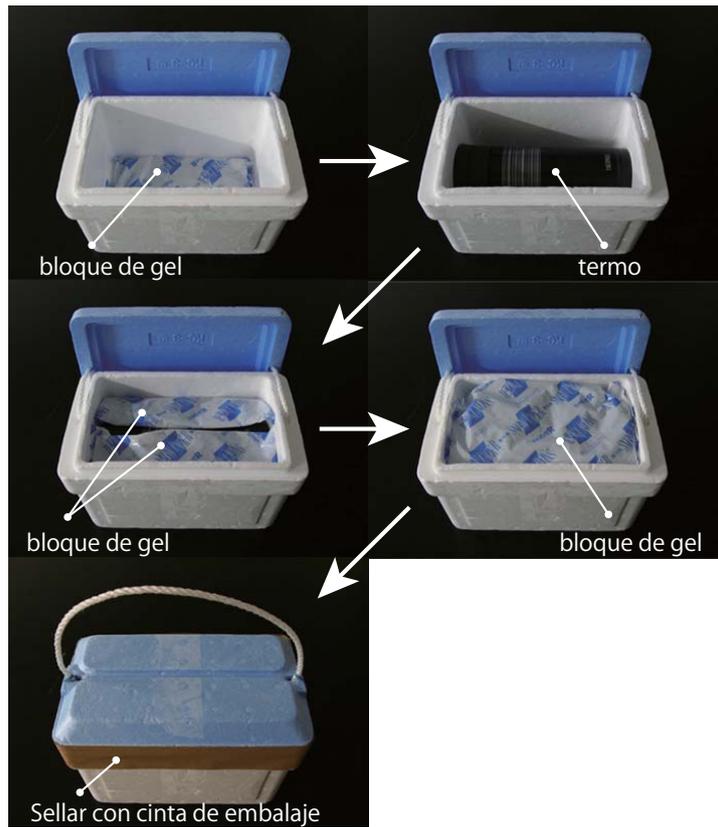
Tenga cuidado de colocar la caja de cartón con la tapa hacia arriba.

**Nota**

Solo es posible colocar el termo en el centro de la caja de transporte y no en el mismo fondo, por que el largo del termo es el mismo que el largo interno de la caja.

Esto es para proteger el termo durante el envío.

8. Cierre la tapa de la caja de transporte usando cinta adhesiva.



9. Mantenga la caja de transporte en el refrigerador hasta que el transportista llegue a buscarlo.  
10. Envíe las muestras por correo regular.

## References

1. Takeo T., Tsutsumi A., Omaru T., Fukumoto K., Haruguchi Y., Kondo T., Nakamuta Y., Takeshita Y., Matsunaga H., Tsuchiyama S., Sakoh K., Nakao S., Yoshimoto H., Shimizu N., and Nakagata N. 2012. Establishment of a transport system for mouse epididymal sperm at refrigerated temperatures. *Cryobiology*. 65(3): 163-168.

### Nota

Las muestras deben transferirse a baja temperatura. Por favor, consulte con el servicio de transporte sobre las condiciones durante el transporte.

### Comentario

El esperma del epidídimo en frío mantiene la fertilidad durante 72 horas.

## 2-2 Fertilización *In Vitro* usando espermatozoides del epidídimo transportados en frío

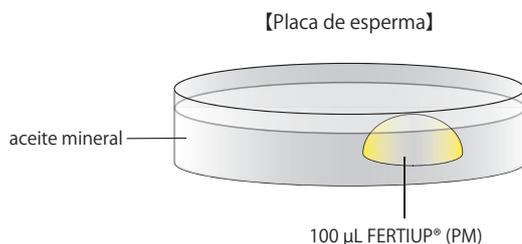
### Materiales y equipo

1. Epidídimo transportado en frío
2. FERTIUP® (Medio de Pre-incubación: PM, Cat. No. KYD-002-EX, Cosmo Bio Co., Ltd.)
3. mHTF
4. Aceite mineral
5. Micro pipetas
6. Placas de cultivo (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING)
7. Tijeras de disección
8. Pinzas de relojero #5
9. Papel de filtro
10. Incubador humidificado (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire)

### Procedimientos

#### Recolección de espermatozoides de la cola del epidídimo

1. Treinta minutos antes de obtener el espermatozoides del epidídimo transportado en frío ponga una gota (100 µL / gota) de FERTIUP®(PM) en una placa, cúbralo con aceite mineral, y coloque la placa en el incubador (37°C , 5% en aire).

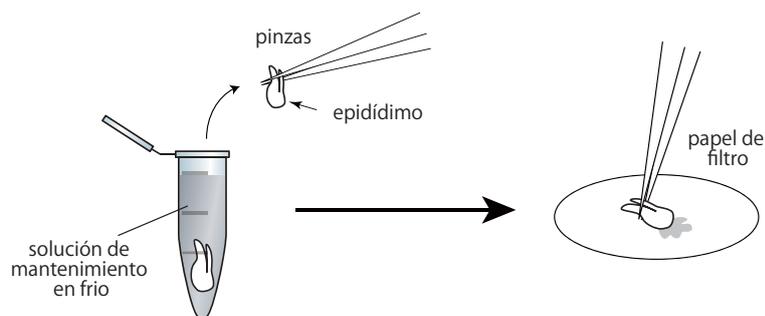


2. Saque el tubo de 0.2 mL con la muestra de la caja de transporte.

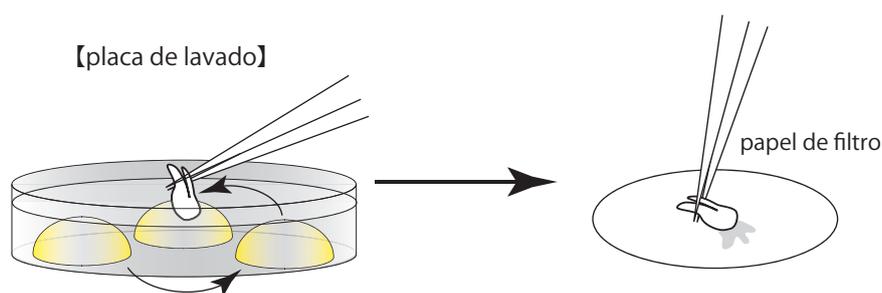
**[Retirando la muestra]** No. 04-01



3. Abra el tubo, saque el epidídimo y seque todo rastro de la solución de transporte usando un filtro de papel.



4. Lave el epidídimo en cada una de las tres gotas de mHTF de la placa de lavado.



5. Ponga el epidídimo en la placa de esperma cubierta de aceite mineral. El esperma del epidídimo transportado en frío puede utilizarse para fertilización *in vitro* de la misma forma que el esperma fresco.  
Por favor, consulte el capítulo de Fertilización *in vitro* en la página 6.

## Referencia

1. Takeo T., Tsutsumi A., Omaru T., Fukumoto K., Haruguchi Y., Kondo T., Nakamuta Y., Takeshita Y., Matsunaga H., Tsuchiyama S., Sakoh K., Nakao S., Yoshimoto H., Shimizu N., and Nakagata N. 2012. Establishment of a transport system for mouse epididymal sperm at refrigerated temperatures. *Cryobiology*. 65(3): 163-168.

### Comentario

Para preparar la placa de lavado, justo antes de su uso ponga 3 gotas (aprox. 100  $\mu$ L / gota) de mHTF en una placa sin aceite mineral.

### Nota

Si encuentra difícil obtener esperma de la cola del epidídimo, haga un nuevo corte para que salga más esperma.

### Nota

Hay tres formas distintas de preparar el MEDIO CARD®, dependiendo en si la fertilización *in vitro* se hará con esperma fresco, congelado o enfriado.

Por favor consulte con el manual de instrucciones del MEDIO CARD®.

## 3-1 Criopreservación de Esperma de ratón

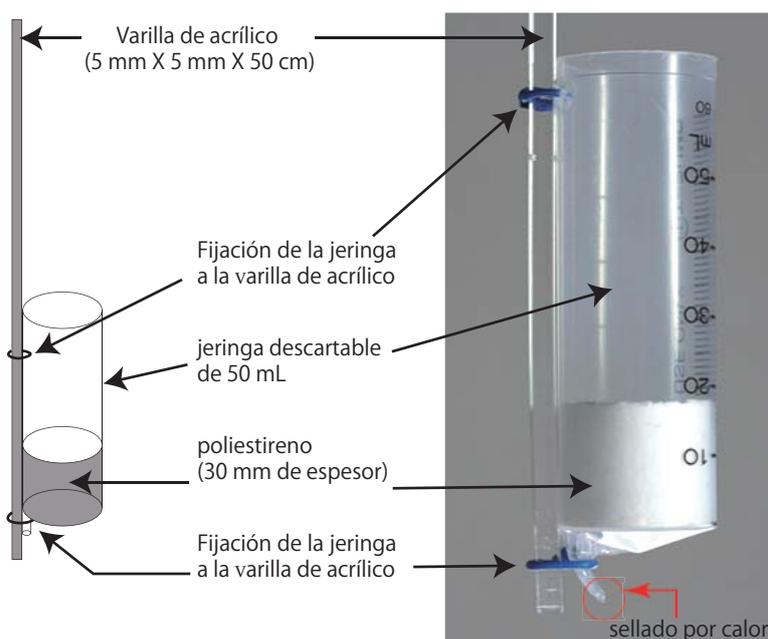
### Materiales y equipo

1. Ratón macho (mas de 12 semanas)
2. Tijera de micro-disección con muelle (5 mm de hoja)
3. Pinza de relojero #5
4. FERTIUP® (Crioprotector: CPA, Cat. No. KYD-001-EX, Cosmo Bio Co., Ltd.)
5. mHTF
6. Aceite mineral
7. Placas de plastico. (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING)
8. Puntas de pipeta
9. Pajuelas de semen (10 piezas x 10 units, EOG sterilized, Cat. No. KYD-S020X10, Cosmo Bio Co., Ltd.)
10. Micropipetas
11. Conector de pajuela (Cat. No. KYD-S025, Cosmo Bio Co., Ltd.)
12. Sellador por impulso
13. Canastilla para la congelación (Cat. No. KYD-S018, Cosmo Bio Co., Ltd.)
14. Casete triangular (10 units, Cat. No. KYD-S021 or KYD-S035, Cosmo Bio Co., Ltd.)
15. Tanque de nitrógeno líquido o tanque de transporte en seco
16. Placa térmica (37 °C )

### Procedimientos

#### Preparación de la canastilla de congelación

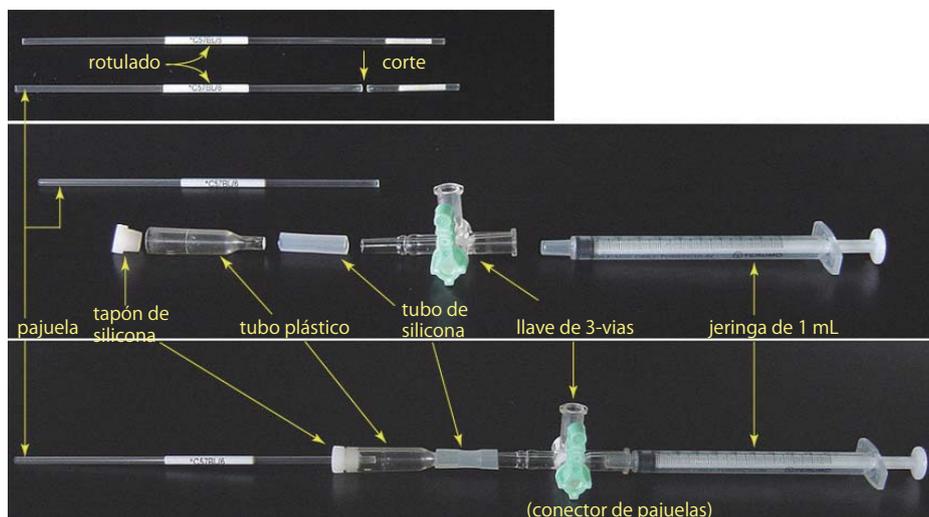
1. Inserte un trozo bien ajustado de poliestireno en el fondo de la jeringa.
2. Selle con calor el pico de la jeringa.
3. Fije la jeringa a la varilla de acrílico.



## Preparación del conector de pajuelas

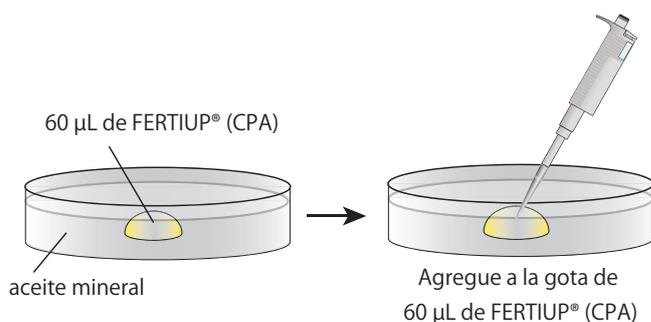
1. Haga un conector de pajuela como lo muestra el diagrama de abajo usando una jeringa de 1 mL, una llave de 3-vías, un trozo de tubo de silicona, un tubo plástico y un tapón de silicona.
2. Para usar el conector de pajuelas, corte el tapón de algodón de la pajuela, después conecte la pajuela a través del tapón de silicona ubicado al final de conector.

### [Conexión de la pajuela al conector]

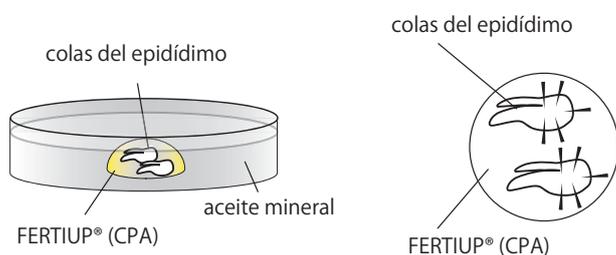


## Preparación de la suspensión de espermatozoides

1. Prepare una placa plástica de 35 mm con una gota de 60  $\mu\text{L}$  de FERTIUP® (CPA) y cúbralo con aceite mineral.
2. Agregue a la gota una alícuota de 60  $\mu\text{L}$  de la misma solución (volumen final: 120  $\mu\text{L}$ ) para crear una gota alta y semiesférica. Mantenga la placa sobre una placa térmica a 37°C hasta su uso.



3. Sacrifique un ratón macho (>12 semana de edad) mediante dislocación cervical y obtenga los dos epidídimos asépticamente.
4. Coloque los epidídimos sobre un trozo de papel de filtro y bajo microscopio elimine completamente la sangre y la grasa del tejido.
5. Transfiera los epidídimos a la gota de FERTIUP® (CPA). Use unas pinzas de relojero #5 y unas tijeras de micro-disección con muelle para hacer 5 o 6 incisiones en el epidídimo.

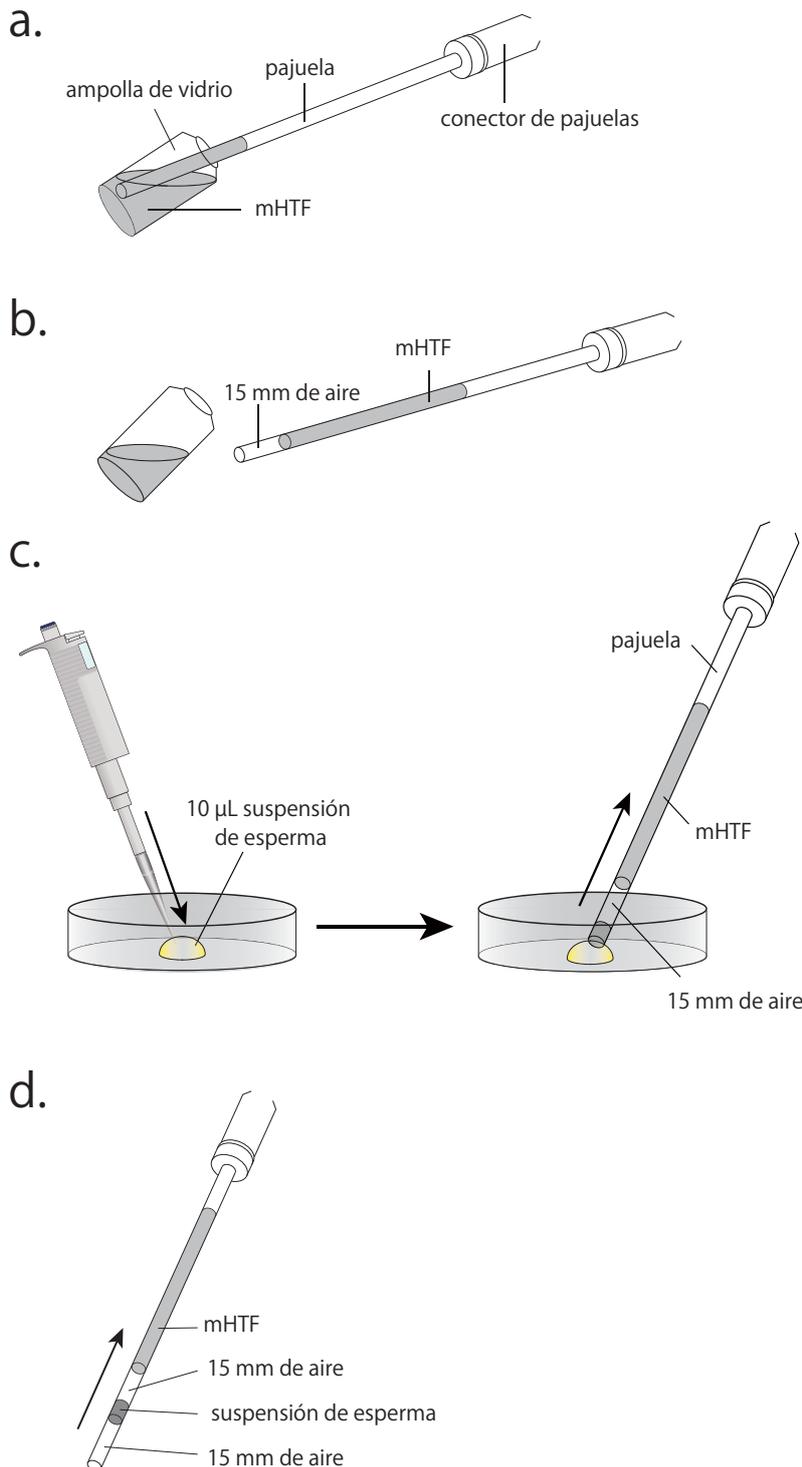


6. Coloque la placa sobre la platina térmica a 37 °C por 3 minutos. Durante este periodo de tiempo, a cada minuto rote la placa para dispersar el espermatozoides del órgano al medio FERTIUP® (CPA).

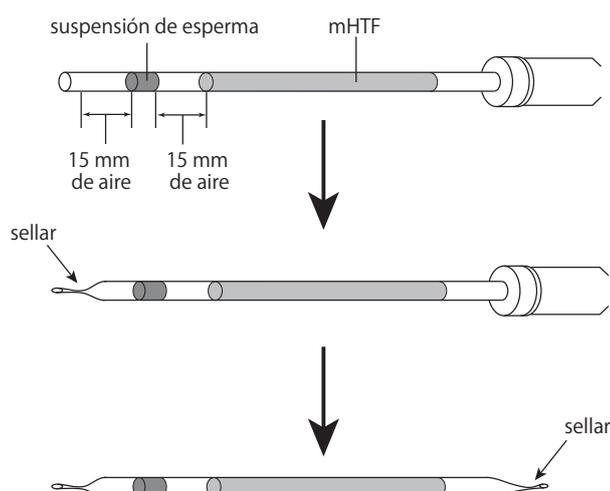
[Cortando el epidídimo y preparando la suspensión de espermatozoides] No. 05-01 

### Preparación de la pajuela con la suspensión de espermatozoides

1. Ponga una pajuela en el conector de pajuelas.
2. Con cuidado aspire las soluciones en la pajuela en el siguiente orden:
  - a. 100 µL de mHTF,
  - b. 15 mm de aire,
  - c. 10 µL de la suspensión de espermatozoides,
  - d. otra columna de 15 mm de aire.



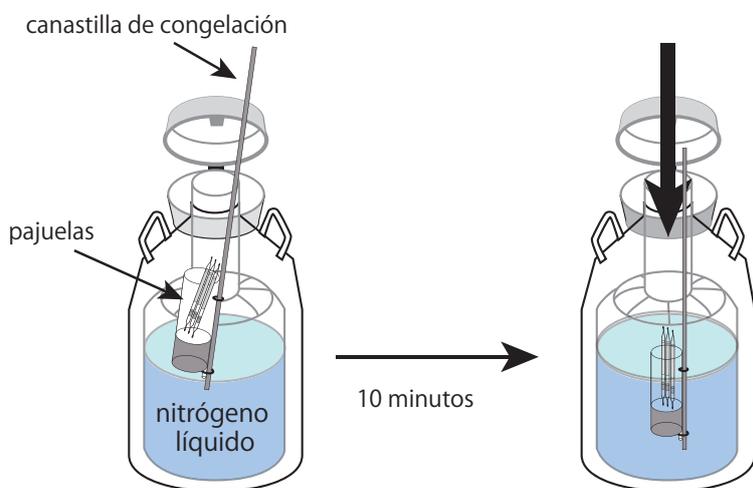
- Selle los dos extremos de la pajuela usando un sellador de impulso.



- Generar 10 muestras por ratón de la misma forma que la descrita arriba.

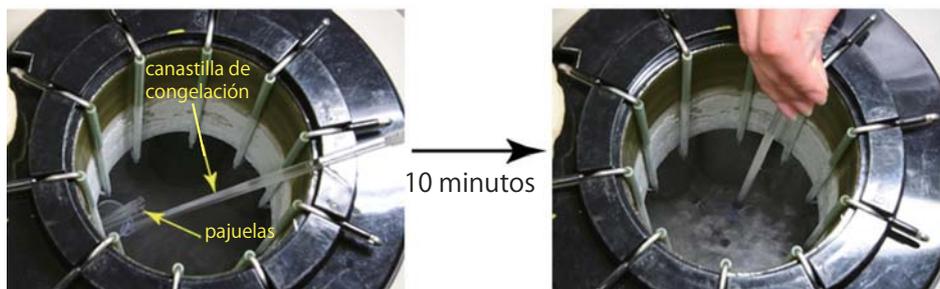
### Congelación de espermatozoides utilizando un tanque de nitrógeno líquido

- Coloque las muestras en la canastilla de congelación y déjelas flotar sobre el nitrógeno líquido del tanque.
- Después de 10 minutos, sumerja la canastilla en forma rápida en el nitrógeno líquido.



[La canastilla de congelación flotante]

[Sumergiendo la canastilla de congelación]



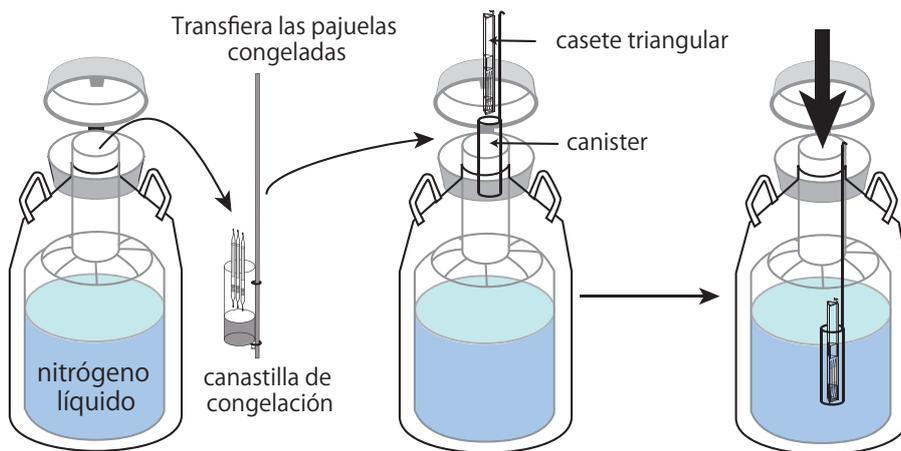
[Congelación de pajuelas] No. 05-02



#### Comentario

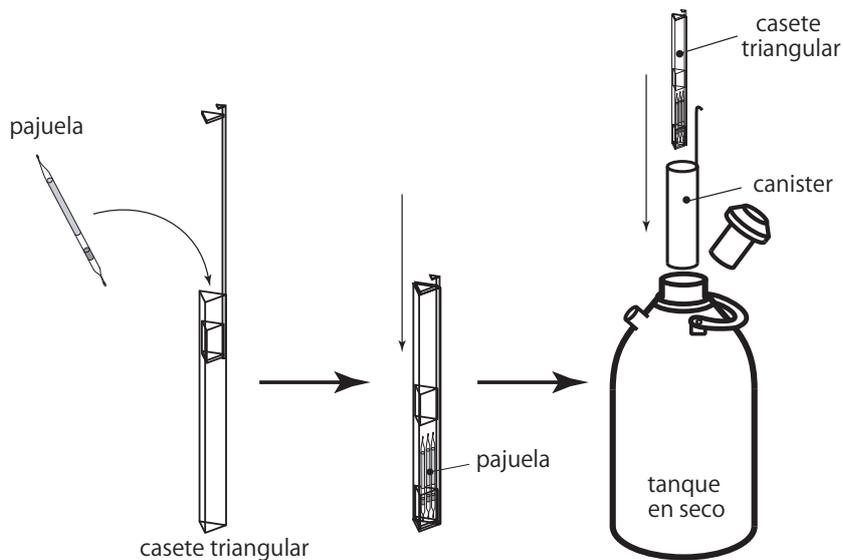
Cargando la pajuela con 100  $\mu\text{L}$  de mHTF previene que esta flote en la superficie del nitrógeno líquido. Esto sucede por que el mHTF hace de contrapeso que fuerza a la pajuela a hundirse en el nitrógeno líquido.

3. Saque la canastilla de congelación llena de nitrógeno líquido, y transfiera las pajuelas a un casete triangular para almacenarlos en el tanque de nitrógeno líquido.



### Congelación de espermatozoides utilizando un tanque de transporte en seco

1. Transfiera las pajuelas congeladas a un casete triangular.
2. Ponga el casete triangular en un canister previamente enfriado.
3. Vuelva a poner el canister en el tanque seco y déjelo por 10 minutos.



#### Comentario

La congelación de espermatozoides usando un tanque de transporte en seco puede ser utilizada para el envío de espermatozoides criopreservados.

## Referencias

1. Nakagata N., and Takeshima T. 1992. High fertilizing ability of mouse spermatozoa diluted slowly after cryopreservation. *Theriogenol.* **37**: 1283-1291.
2. Nakagata N., Ueda S., Yamanouchi K., Okamoto K., Matsuda Y., Tsuchiya T., Nishimura M., Oda S., Koyasu K., Azuma S., and Toyoda Y. 1995. Cryopreservation of wild mouse spermatozoa. *Theriogenol.* **43**: 635-643.
3. Nakagata N. 1996. Use of cryopreservation techniques of embryos and spermatozoa for production of transgenic (Tg) mice and for maintenance of Tg mouse lines. *Lab. Anim. Sci.* **46**: 236-238.
4. Okamoto M., Nakagata N., Ueda O., Kamada N., and Suzuki H. 1998. Cryopreservation of gene disrupted mouse spermatozoa. *J. Mamm. Ova. Res.* **15**: 77-80.
5. Takeo T., Hoshii T., Kondo Y., Toyodome H., Arima H., Yamamura KI., Irie T., and Nakagata N. 2008. Methyl-beta-cyclodextrin improves fertilizing ability of C57BL/6 mouse sperm after freezing and thawing by facilitating cholesterol efflux from the cells. *Biol Reprod.* **78**(3): 546-551.
6. Nakagawa Y., Fukumoto K., Kondo T., Koga M., Takeshita Y., Nakamura Y., Sakaguchi M., Haruguchi Y., Tsuchiyama S., Kaneko T., and Nakagata N. 2009. Fertilization ability of C57BL/6J mouse spermatozoa frozen in a dry shipper. *Exp. Anim.* **58**(3) Suppl: 297.
7. Takeo T., and Nakagata N. 2010. Combination medium of cryoprotective agents containing L-glutamine and methyl- $\beta$ -cyclodextrin in a preincubation medium yields a high fertilization rate for cryopreserved C57BL/6J mouse sperm. *Lab. Anim.* **44**(2): 132-137.
8. Nakagata N. 2011. Cryopreservation of mouse spermatozoa and *in vitro* fertilization. *Methods Mol Biol.* **693**: 57-73.
9. Takeo T., Nakagata N. 2011. Reduced glutathione enhances fertility of frozen/thawed C57BL/6 mouse sperm after exposure to methyl-beta-cyclodextrin. *Biol Reprod.* **85**(5): 1066-1072.

## 3-2 Fertilización *In Vitro* usando espermatozoides criopreservados

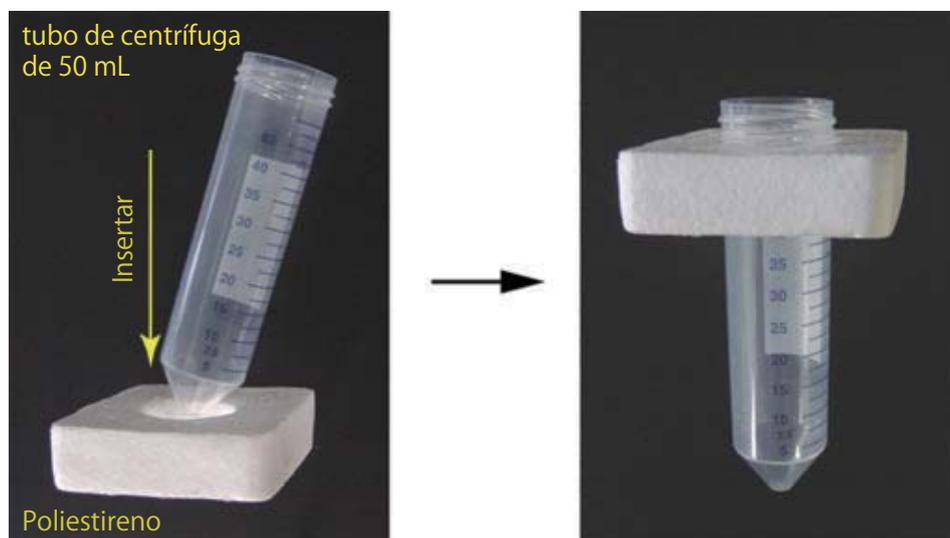
### Materiales y equipo

1. Ratones hembra superovuladas con PMSG y hCG
2. FERTIUP® (medio de preincubación: PM, Cat. No. KYD-002-EX, Cosmo Bio Co., Ltd.)
3. MEDIO CARD® (Cat. No. KYD-003-EX, Cosmo Bio Co., Ltd.)
4. mHTF
5. Aceite mineral
6. Puntas de pipetas (Cat. No. 3520; Thermo SCIENTIFIC)
7. Placas de plástico (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING)
8. Conector de pajueta (Cat. No. KYD-S025, Cosmo Bio Co., Ltd.) (Por favor, consulte al capítulo de criopreservación de espermatozoides de ratón en la página 21.)
9. Baño de agua a 37°C
10. Flotador para el descongelado
11. Micropipetas
12. Incubador humidificado (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire)

### Procedimientos

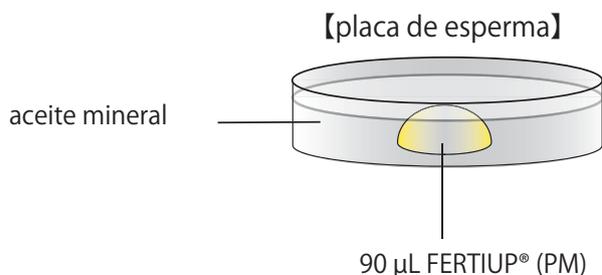
#### Preparación del flotador para el descongelado

1. Haga un flotador como el que se muestra a continuación usando poliestireno y un tubo de centrifuga de 50 mL.

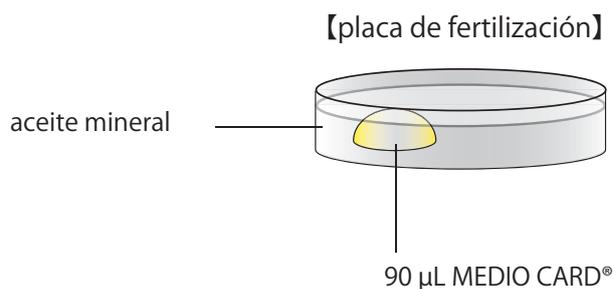


### Preparación para el descongelado

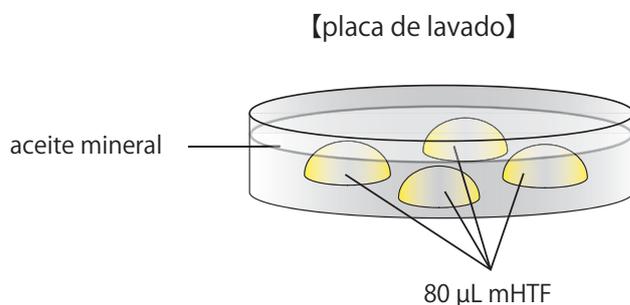
1. Prepare el baño de agua a 37°C .
2. Llene de agua (37°C ) el tubo de centrifuga de 50 mL insertado en el poliestireno, y déjelo flotar en el baño de agua.
3. Treinta minutos antes de descongelar la pajueta prepare una placa con 1 gota (90  $\mu$ L / gota) de FERTIUP®(PM) y cúbrala con aceite mineral; coloque la placa en el incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire).



4. Diez minutos antes de recolectar los ovocitos prepare una placa con 1 gota (90  $\mu$ L / gota) de MEDIO CARD® y cúbrala con aceite mineral; coloque la placa en el incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire).



5. Ponga 4 gotas (80  $\mu$ L / gota) de mHTF en una placa y cúbrala con aceite mineral. Coloque la placa en el incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire) durante al menos 30 minutos.



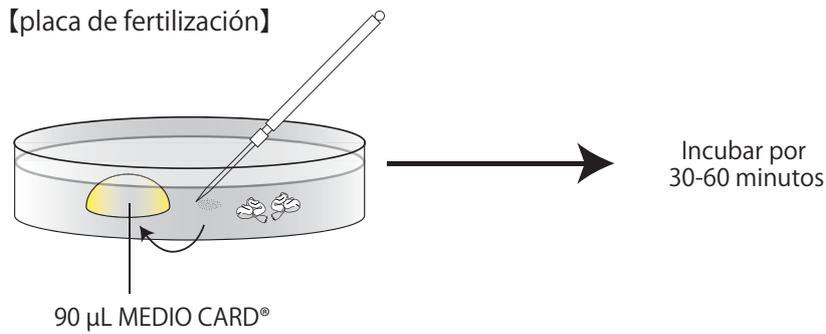
#### Nota

Hay tres formas distintas de preparar el MEDIO CARD®, dependiendo de si la fertilización *in vitro* se hará con espermatozoides fresco, congelado o refrigerado.

Por favor consulte el manual de instrucciones del MEDIO CARD®.

### Obtención de ovocitos

1. Sacrifique las hembras 15-17 horas después de la inyección de hCG y extraiga los oviductos. (Por favor consulte al capítulo de fertilización *In Vitro* en la página 9.)
2. Usando agujas de disección, coloque hasta 4-6 masas de complejos cumulos-ovocito (COCs) en cada gota de MEDIO CARD® (90 µL) (placa de fertilización).
3. Mantenga la placa de fertilización con los COCs en un incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire) por 30-60 minutos antes de la inseminación.



#### Nota

Asegúrese de realizar todo el trabajo, desde el sacrificio de la hembra y obtener sus oviductos a introducir los COCs en la gota de MEDIO CARD®, en el menor tiempo posible (dentro de los 30 segundos).

Es más, cuando en este proyecto trabaje solo, no sacrifique muchos ratones a la vez, es preferible, sacrificar un ratón y rápidamente obtener sus oviductos antes de continuar con el próximo.

### Descongelación del espermatozoides de ratón

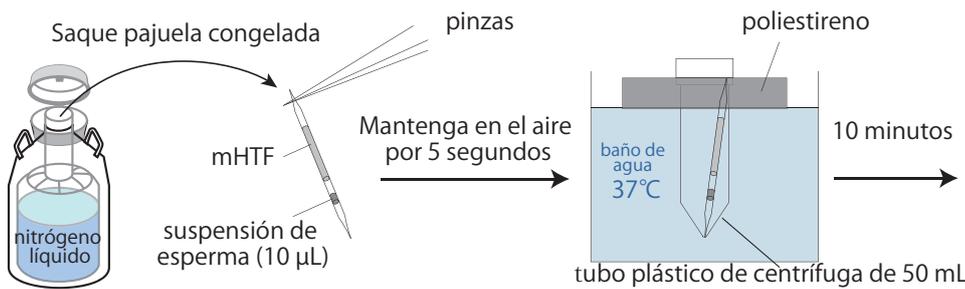
1. Saque del nitrógeno líquido una pajuela congelada y manténgala en el aire por 5 segundos.
2. Una vez pasado ese corto tiempo, inmediatamente sumerja la pajuela en el tubo flotando en el baño de agua a 37°C por 10 minutos.
3. Luego de 10 minutos, retire la pajuela del tubo.
4. Seque el agua de la pajuela con una toalla de papel.

#### Nota

Para asegurarse de la descongelación de la pajuela, sumerja completamente en el baño de agua la parte de la pajuela que contiene el espermatozoides.

Es más, el espermatozoides descongelado es sensible a los cambios ambientales.

Si la pajuela no es mantenida en el baño de agua el tiempo suficiente (10 minutos), la motilidad del espermatozoides criopreservado se verá reducido.

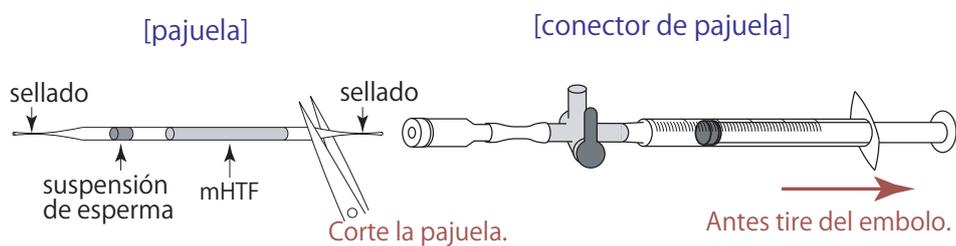


[Descongelado del espermatozoides de ratón] No. 06-01

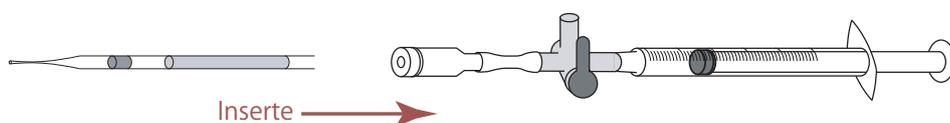


## Transferencia y pre-incubación de la muestra de espermatozoides descongelado

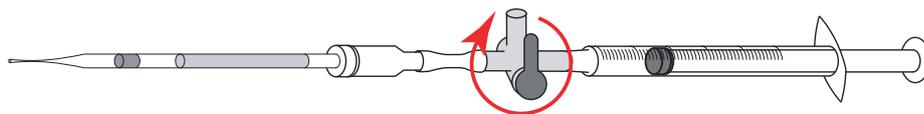
1. Tire el embolo de la jeringa del conector hacia atrás, y corte la pajuela entre las columnas del mHTF y el extremo sellado.



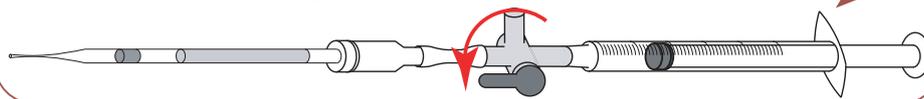
2. Inserte la pajuela cortada en el conector.



3. Como la inserción de la pajuela en el conector crea presión dentro de la pajuela, gire la llave para liberar la presión.



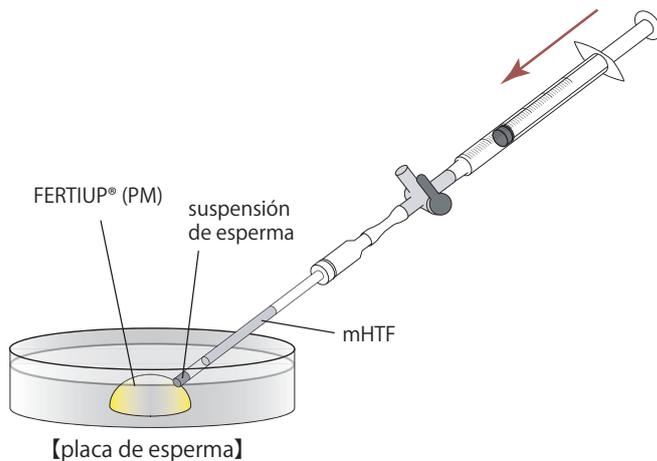
Si se ha olvidado de tirar del embolo de la jeringa, puede hacerlo ahora girando la llave hacia la izquierda.



4. Vuelva la llave a su posición original (hacia arriba), y corte la pajuela en el extremo sellado y la suspensión de espermatozoides.



- Empuje el embolo para transferir solo la suspensión de espermatozoides a la gota de FERTIUP® (PM) (placa de espermatozoides), coloque la placa en el incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire) por 30 minutos



[Transferencia de la suspensión de espermatozoides descongelado] No. 06-02



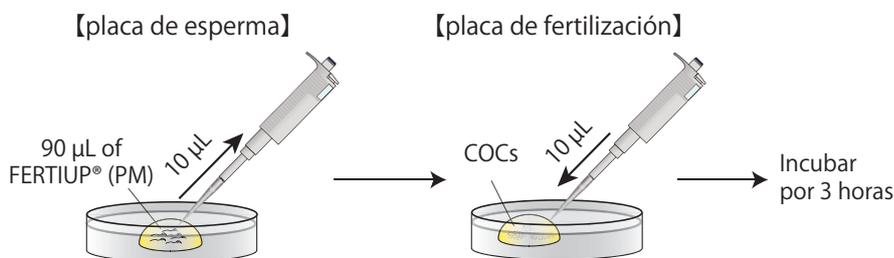
**Nota**

No mueva las placas que contienen el espermatozoides criopreservado hasta que se observe suficiente motilidad en el medio.

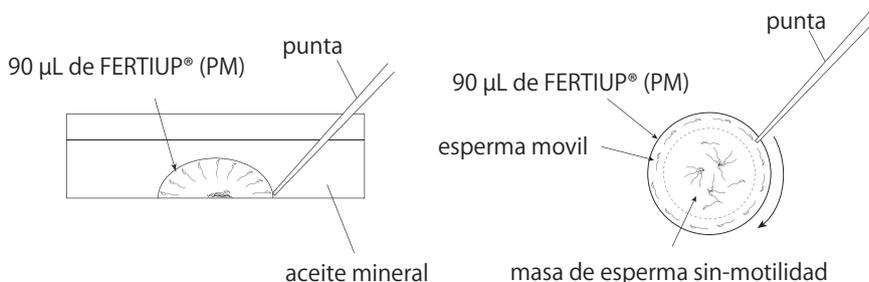
Si las placas son agitadas antes de que el espermatozoides comience a moverse, no se recobrará la toda la motilidad.

**Inseminación**

- Usando una punta de pipeta de boca ancha (Cat. No. 3520; Thermo SCIENTIFIC), aspire del borde de la gota 10 µL de la suspensión de espermatozoides pre-incubada.
- Ponga 10 µL del espermatozoides a cada gota de fertilización del MEDIO CARD® que tienen los COCs.
- Incuba los ovocitos y el espermatozoides durante 3 horas en un incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire).



[Aspirar la suspensión de espermatozoides del borde de la gota]



[Recolección del espermatozoides pre-incubado e inseminación de los ovocitos]

No. 06-03



- Después de 3 horas de incubación, lave los ovocitos 3 veces en mHTF (80 µL) en una placa de lavado, evitando transferir el MEDIO CARD®

**Comentario**

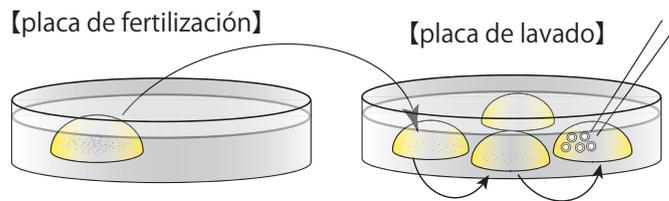
Los espermatozoides con alta motilidad tienden a estar cerca del borde de la gota.

**Comentario**

Es posible obtener 10 µL de la suspensión de espermatozoides hasta 3-4 veces por gota.

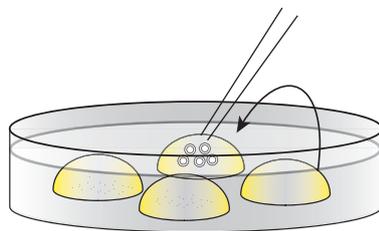
**Nota**

Haga el trabajo con la pipeta descrito en los pasos 1 y 2 lo más cuidadosamente posible.



5. Seis horas después de la inseminación, observe los ovocitos en la tercer gota de mHTF y elimine todo embrión partenogénico que tenga solo un pronúcleo. (Por favor, consulte al capítulo de fertilización *in vitro* en la página 11)
6. Después de incubar los ovocitos toda la noche, transfiera a la cuarta gota de mHTF solo los embriones en estadio de 2-celulas. Estos embriones pueden ser ahora vitrificados o transferidos. (Por favor, consulte a los capítulos de vitrificación simple de embriones de ratón en la página 54 y Transferencia embrionaria en oviducto en página 66.)

【placa de lavado】



## Referencias

1. Nakagata N., and Takeshima T. 1992. High fertilizing ability of mouse spermatozoa diluted slowly after cryopreservation. *Theriogenol.* **37**: 1283-1291.
2. Nakagata N., Ueda S., Yamanouchi K., Okamoto K., Matsuda Y., Tsuchiya T., Nishimura M., Oda S., Koyasu K., Azuma S., and Toyoda Y. 1995. Cryopreservation of wild mouse spermatozoa. *Theriogenol.* **43**: 635-643.
3. Nakagata N. 1996. Use of cryopreservation techniques of embryos and spermatozoa for production of transgenic (Tg) mice and for maintenance of Tg mouse lines. *Lab. Anim. Sci.* **46**: 236-238.
4. Okamoto M., Nakagata N., Ueda O., Kamada N., and Suzuki H. 1998. Cryopreservation of gene disrupted mouse spermatozoa. *J. Mamm. Ova. Res.* **15**: 77-80.
5. Takeo T., Hoshii T., Kondo Y., Toyodome H., Arima H., Yamamura KI., Irie T., and Nakagata N. 2008. Methyl-beta-cyclodextrin improves fertilizing ability of C57BL/6 mouse sperm after freezing and thawing by facilitating cholesterol efflux from the cells. *Biol Reprod.* **78**(3): 546-551.
6. Nakagawa Y., Fukumoto K., Kondo T., Koga M., Takeshita Y., Nakamura Y., Sakaguchi M., Haruguchi Y., Tsuchiyama S., Kaneko T., and Nakagata N. 2009. Fertilization ability of C57BL/6J mouse spermatozoa frozen in a dry shipper. *Exp. Anim.* **58**(3) Suppl: 297.
7. Takeo T., and Nakagata N. 2010. Combination medium of cryoprotective agents containing L-glutamine and methyl-β-cyclodextrin in a preincubation medium yields a high fertilization rate for cryopreserved C57BL/6J mouse sperm. *Lab. Anim.* **44**(2): 132-137.
8. Nakagata N. 2011. Cryopreservation of mouse spermatozoa and *in vitro* fertilization. *Methods Mol Biol.* **693**: 57-73.
9. Takeo T., Nakagata N. 2011. Reduced glutathione enhances fertility of frozen/thawed C57BL/6 mouse sperm after exposure to methyl-beta-cyclodextrin. *Biol Reprod.* **85**(5):1066-1072.

## 3-3 Método de fertilización *In Vitro* para el rescate de un stock legado de espermatozoides criopreservados.

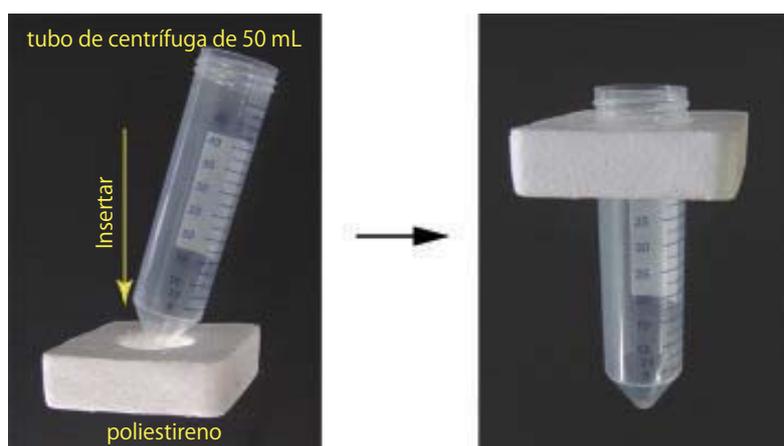
### Materiales y equipo

1. Stock legado de espermatozoides criopreservados
2. Ratones hembra superovulados con PMSG y hCG
3. FERTIUP® (Preincubation medium: PM, Cat. No. KYD-002-EX, Cosmo Bio Co., Ltd.)
4. MEDIO CARD® (Cat. No. KYD-003-EX, Cosmo Bio Co., Ltd.)
5. mHTF
6. Aceite mineral
7. Baño de agua a 37°C
8. Flotador para el descongelado
9. Tubo de 1.5 mL (Quality Scientific Plastics 1.5 mL Graduated Microcentrifuge Tube with Flat Top Cap, Natural Cat. No. 509-GRD-Q)
10. Centrífuga
11. Micropipetas
12. Placas de plástico (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING)
13. Incubador humidificado (37°C, 5% CO<sub>2</sub> en aire)

### Procedimientos

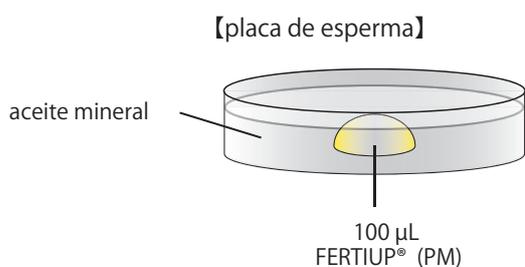
#### Preparación del flotador para el descongelado

1. Haga un flotador como el que se muestra a continuación usando poliestireno y un tubo de centrifuga de 50 mL.

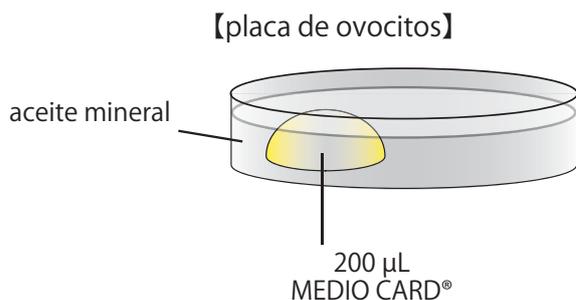


#### Preparación para el descongelado

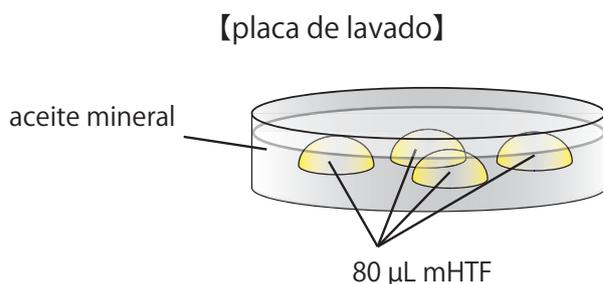
1. Prepare el baño de agua a 37°C .
2. Ponga agua (37°C dentro del tubo de centrifuga de 50 mL del conjunto poliestireno/ tubo de centrifuga que flota en el baño de agua.
3. Treinta minutos antes de descongelar la muestra de espermatozoides, ponga una gota 100 µL/ gota) de FERTIUP® (PM) en una placa de plástico y cúbrala con aceite mineral. Coloque la placa en el incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire).



4. Diez minutos antes de recolectar los ovocitos ponga una gota (200 µL/gota) de MEDIO CARD® en una placa y cúbrala con aceite mineral. Coloque la placa en el incubador (37°C, 5% CO<sub>2</sub> en aire).

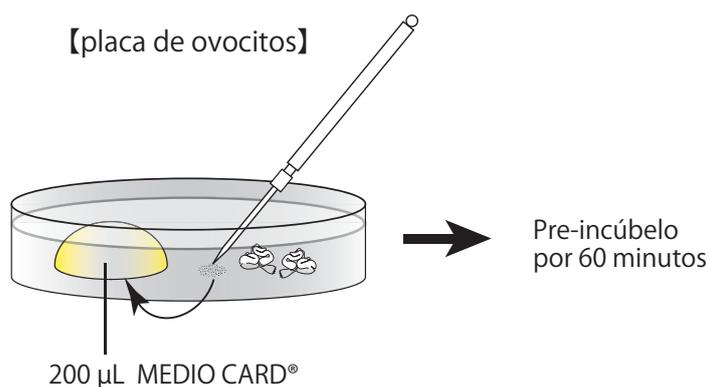


5. Ponga 4 gotas (80 µL / gota) de mHTF en una placa y cúbrala con aceite mineral. Coloque la placa en el incubador (37°C, 5% CO<sub>2</sub> en aire) al menos por 30 minutos.



### Recolección y pre-incubación de ovocitos

1. Sacrifique los ratones hembras 15 a 17 horas después de la inyección de hCG y obtenga los oviductos. (Por favor consulte al capítulo de *In vitro* fertilización en la página 9)
2. Usando agujas finas y filosas, libere entre 6 y 20 masas de complejos ovocitos-cúmulos (COC's) en una gota de MEDIO CARD® (200 µL) (placa de ovocitos) y pre-incúbelo por 60 minutos.



#### Nota

Hay tres formas distintas de preparar el MEDIO CARD®, dependiendo de si la fertilización *in vitro* se hará con espermatozoides frescos, congelados o enfriados.

Por favor consulte el manual de instrucciones del MEDIO CARD®

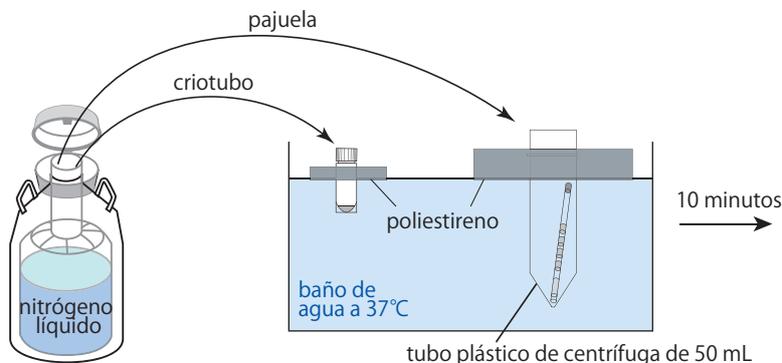
#### Nota

Asegúrese de realizar todo el trabajo, desde el sacrificio de la hembra para obtener sus oviductos hasta introducir los COCs en la gota de MEDIO CARD®, en el menor tiempo posible (dentro de los 30 segundos).

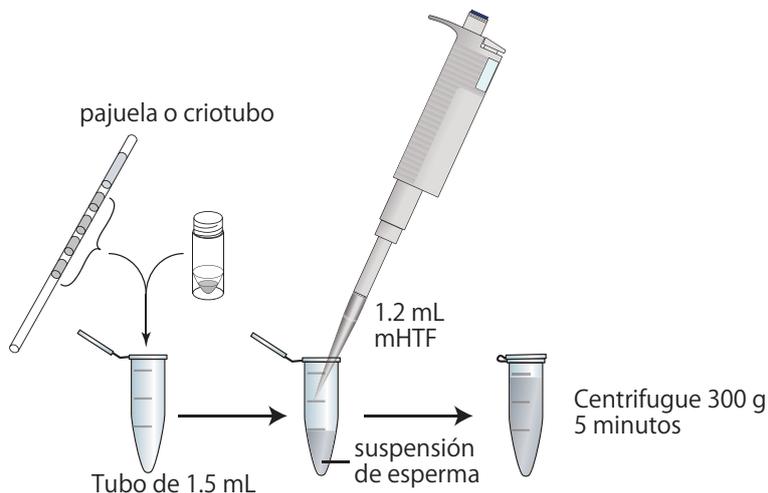
Es más, cuando este trabajo lo haga solo, no sacrifique muchos ratones a la vez, es preferible, sacrificar un ratón y rápidamente obtener sus oviductos antes de continuar con el próximo.

### Descongelación del espermatozoides de ratón

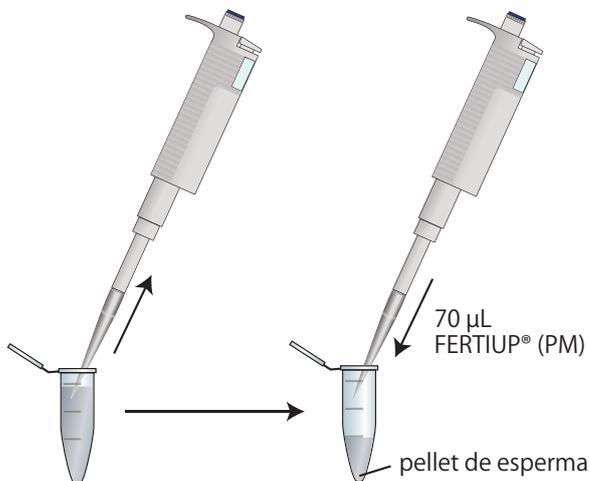
1. Extraiga una muestra de espermatozoides del nitrógeno líquido. Si la muestra fue archivada en un criotubo, abra el tapón y descarte el nitrógeno líquido que exista dentro del tubo. Sumerja la muestra en un baño de agua mantenida a 37°C (utilizando el poliestireno o el ensamblado de poliestireno/tubo de centrifugación) por 10 minutos.



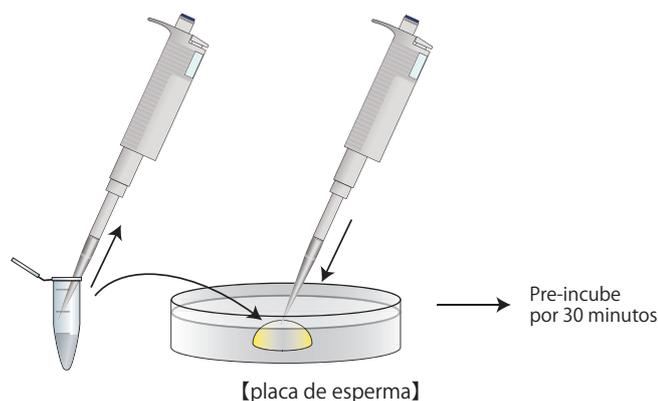
2. Transfiera la suspensión de espermatozoides del criotubo o pajuela a un tubo de 1.5 mL. Lentamente adicione al tubo 1.2 mL de mHTF equilibrado a 37°C, centrifugue a 300 g a temperatura ambiente durante 5 minutos.



3. Luego de centrifugado, elimine la mayor cantidad posible del sobrenadante y agregue al tubo 70 µL de FERTIUP® (PM) mantenido a 37°C (el volumen final será aprox. 100 µL).

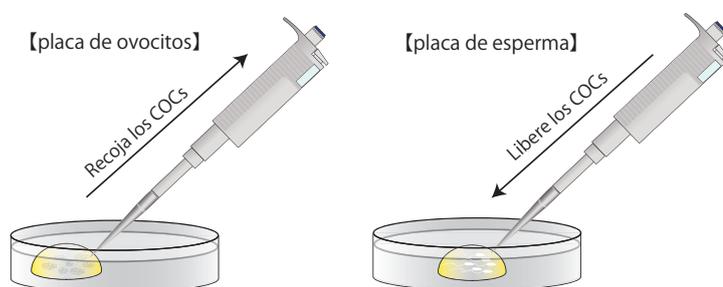


4. Luego de pipetear en forma suave, transfiera todo el contenido del tubo a la gota de FERTIUP® (PM) (placa de espermatozoides). Coloque la placa en el incubador (37°C, 5% CO<sub>2</sub> en aire) por 30 minutos.

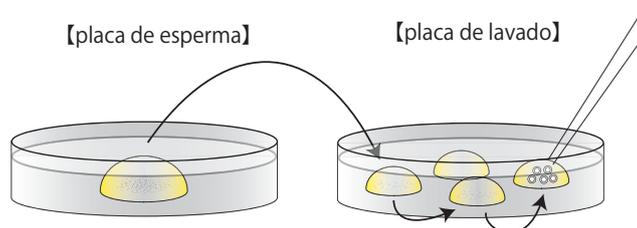


## Inseminación

1. Usando una punta de pipeta, aspire los COCs pre-incubados en la gota de MEDIO CARD® (placa de ovocitos) con una cantidad mínima de medio. Luego, colóquelos dentro de la gota de suspensión de espermatozoides (placa de espermatozoides) e incúbelos en un incubador. (37°C, 5% CO<sub>2</sub> en aire).



2. Después de incubar por 3 horas, lave los ovocitos 3 veces en mHTF fresco (80 µL) en la placa de lavado.



3. Seis horas después de la inseminación, observe los ovocitos en la tercer gota de mHTF y deseche todo ovocito partenogénico que tenga solo un pronúcleo. (Favor de remitirse al capítulo de Fertilización *in vitro* en la página 11.)
4. Después de cultivar los ovocitos durante la noche, transfiera los embriones en estadio de 2-células que se hayan obtenido a la cuarta gota de mHTF. Estos embriones pueden ahora ser vitrificados o transferidos. (Por favor, consulte el capítulo de vitrificación simple de embriones de ratón en la página 54 y de Transferencia embrionaria en oviducto en la página 66.)



## Referencias

1. Nakagata N., Takeo T., Fukumoto K., Haruguchi Y., Kondo T., Takeshita Y., Nakamura Y., Umeno T., and Tsuchiyama S. 2014. Rescue *in vitro* fertilization method for legacy stock of frozen mouse sperm. *J Reprod Dev.* 60(2): 167-170.

## 4-1 Preparación de ovocitos micro-diseccionados con laser

Algunas cepas de espermatozoides congelados, como muchas de las líneas endogámicas, pueden tener una baja fertilidad. Con el fin de superar ese impedimento, hemos usado para la fertilización *in vitro* ovocitos que han sido micro diseccionados con laser.

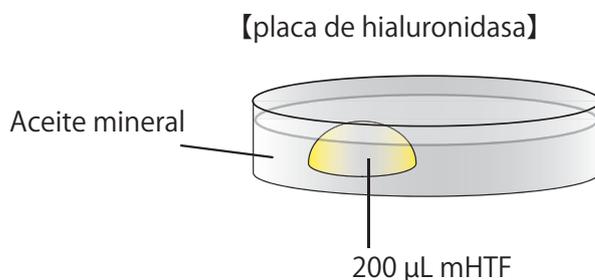
### Materiales y equipo

1. Placas plásticas (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING )
2. mHTF
3. Aceite mineral
4. Hialuronidasa en mHTF (Hyaluronidase, Cat. No. H-3506, Sigma)
5. Sistema de laser saturn 3 (Research Instruments Ltd, Cornwall, UK)
6. Incubador humidificado (37°C, 5% CO<sub>2</sub> en aire)

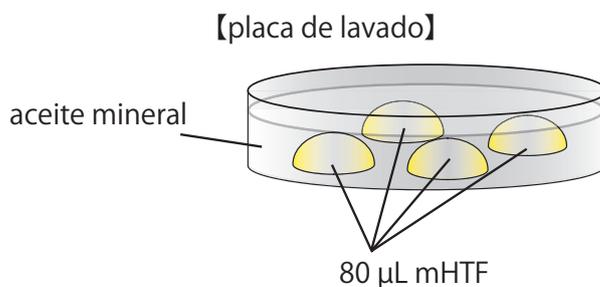
### Procedimientos

#### Preparación del espermatozoides y las placas

1. Para la FIV, el espermatozoides debe ser preparado con los métodos descritos en los capítulos de Fertilización *in vitro* en la página 8, Fertilización *in vitro* usando espermatozoides epididimario transportado a baja temperatura en la página 18 y Fertilización *in vitro* usando espermatozoides criopreservados en la página 28.
2. Ponga una gota de 200 µL de mHTF en una placa. Cúbrala con aceite mineral y colóquela en un incubador (37°C, 5% CO<sub>2</sub> en aire) al menos durante 30 minutos.

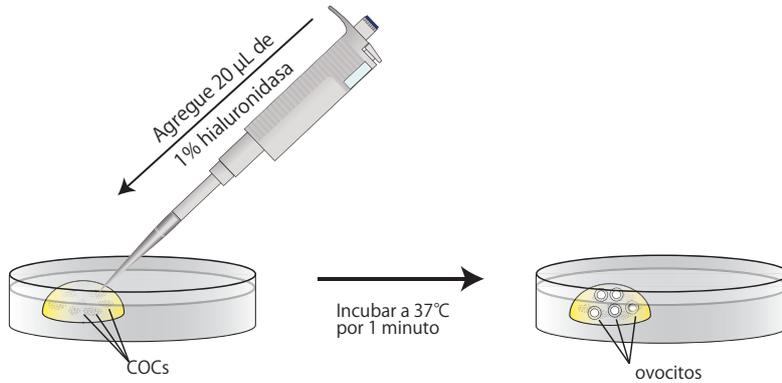


3. Coloque 4 gotas (80 µL/gota) de mHTF en una placa. Cúbrala con aceite mineral y colóquela en el incubador (37°C, 5% CO<sub>2</sub> en aire) al menos durante 30 minutos.

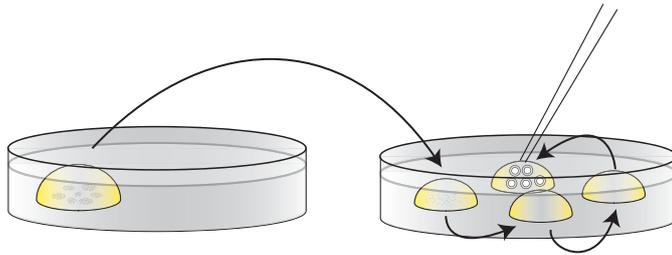


### Preparación de los ovocitos desnudos

1. Obtenga de los ratones hembras superovuladas los complejos ovocitos-cúmulos (COCs) y póngalos en la gota de 200  $\mu\text{L}$  de mHTF (placa de hialuronidasa). (Por favor, consulte al capítulo de Fertilización *in vitro* en la página 6 y 9.)
2. Agregue 20  $\mu\text{L}$  de 1% hialuronidasa a la gota de mHTF que contienen los COCs y mantenga la placa en incubador ( $37^{\circ}\text{C}$ , 5%  $\text{CO}_2$  en aire) por 1 minuto.



3. Rápidamente recolecte y transfiera los ovocitos a la gota de 80  $\mu\text{L}$  de mHTF (placa de lavado) y en turnos, lávelos pasándolos por las distintas gotas de la placa de lavado.

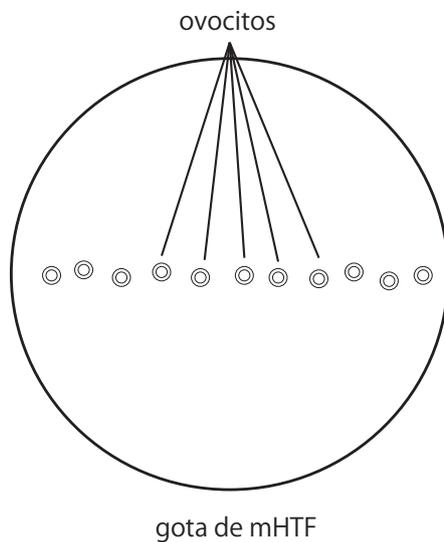


#### Comentario

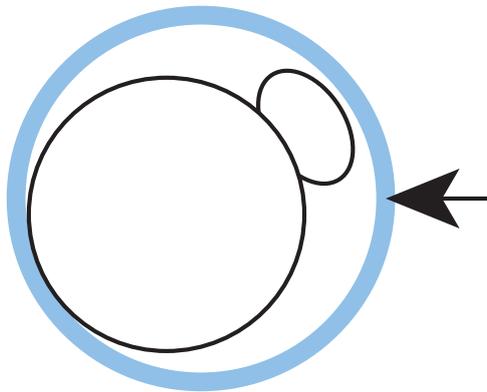
Si algunas células del cúmulo siguen adheridas a la zona pelúcida de los ovocitos, pueden ser eliminados con la manipulación con el capilar de vidrio.

### Disección de la zona pelúcida usando un laser

1. Coloque una gota de 100  $\mu\text{L}$  de mHTF en una placa. Cúbrala con aceite mineral y colóquela en el incubador ( $37^{\circ}\text{C}$ , 5%  $\text{CO}_2$  en aire) al menos por 30 minutos.
2. Transfiera 50 ovocitos desnudos a la gota de 100  $\mu\text{L}$  mHTF.
3. Coloque los ovocitos en línea en el fondo de la placa.



4. Coloque la placa con los ovocitos bajo el sistema de laser Saturno 3.
5. Enfoque la zona pelúcida al punto adyacente al primer corpúsculo polar y diséquelos con el rayo laser (vea la flecha)



[Disección por laser de la zona pelúcida] No. 08-01



6. Después de diseccionar la zona pelúcida de todos los ovocitos, transfíralos a la gota de MEDIO CARD® de fertilización. Coloque la placa en el incubador de CO<sub>2</sub>. Por favor, consulte a los capítulos de Fertilización *in vitro* en la página 6, Fertilización *in vitro* usando espermatozoides del epidídimo transportado en frío en página 18 y Fertilización *in vitro* usando espermatozoides criopreservados en página 26.)

## Referencias

1. Kaneko T., Yanagi M., Nakashima T., and Nakagata N. 2006. The improvement in fertility of cryopreserved mouse spermatozoa showing low fertility using laser-microdissected oocytes. *Reprod. Med. Biol.* 5(4): 249-254.
2. Anzai M., Nishiwaki M., Yanagi M., Nakashima T., Kaneko T., Taguchi Y., Tokoro M., Shin SW., Mitani T., Kato H., Matsumoto K., Nakagata N., and Iritani A. 2006. Application of laser-assisted zona drilling to *in vitro* fertilization of cryopreserved mouse oocytes with spermatozoa from a subfertile transgenic mouse. *J Reprod Dev.* 52(5): 601-606.

### Nota

Para evitar dañar la membrana plasmática de los ovocitos, apunte el laser al área donde la zona pelúcida este más distanciada de la membrana plasmática.

### Nota

El diámetro del orificio es de 10-12.5  $\mu\text{m}$  y la duración del pulso de 0.55-0.60 ms.

## 4-2 Disección parcial de la zona pelúcida (DPZ)

Si usted no puede utilizar un instrumento de laser para micro-disección, también puede diseccionar la zona pelúcida de los ovocitos bajo un microscopio estereoscópico.

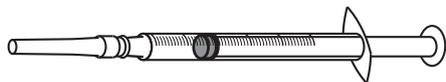
### Materiales y equipo

1. Ratón hembra superovulada con PMSG y hCG  
(Por favor, consulte al capítulo de Fertilización *in vitro* en la página 6.)
2. mHTF
3. mHTF con Hialuronidasa (Hyaluronidase, Cat. No. H-3506, Sigma)
4. Sacarosa 0.3M (BSA-)
5. Sacarosa 0.3M (BSA+)
6. Aceite mineral
7. Placas de plástico (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING)
8. Puntas de pipetas (volumen 10-100  $\mu$ L)
9. Micropipetas

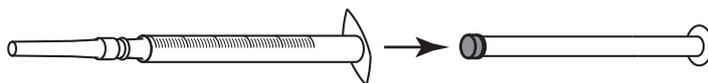
### Procedimientos

#### Preparación de la aguja para DPZ

1. Una jeringa descartable de 1mL con una aguja 30 G deberá ser modificada para el uso en DPZ tal como muestra en el diagrama de abajo.

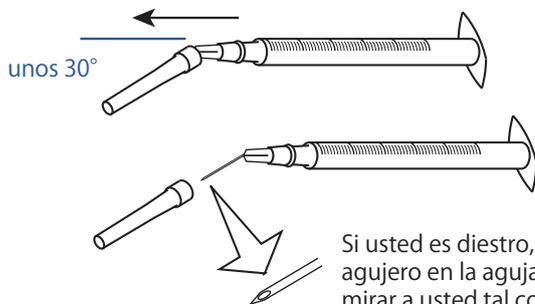


Coja una jeringa de 1 mL con una aguja 30 G.

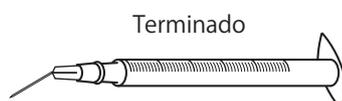


Quite y elimine el embolo.

Quite el capuchón de la aguja y úselo para doblar la aguja unos 30°.



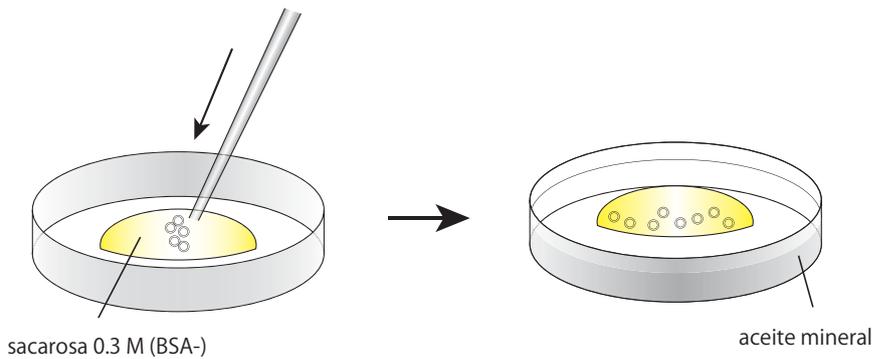
Si usted es diestro, el agujero en la aguja debe mirar a usted tal como los muestra el diagrama.



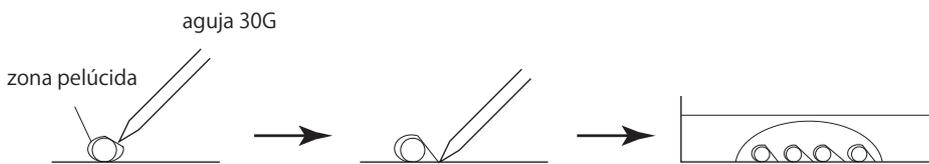
Terminado

**DPZ**

1. Recolecte los ovocitos de los oviductos de hembras superovuladas 14-15 horas después de la inyección con hCG. Denude los ovocitos con hialuronidasa. (Consulte a los capítulos de Fertilización *in vitro* en la página 9 y preparación de ovocitos micro-disecionados con laser en página 37.)
2. Coloque los ovocitos denudados en la parte superior de la gota de 10 µL de sacarosa 0.3 M (BSA-) en una placa.
3. Cuando los ovocitos se hundan al fondo de la placa, cubra la gota con aceite mineral.

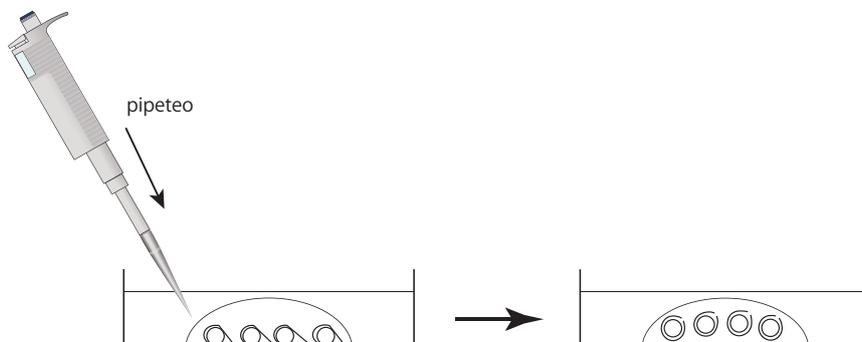


4. Bajo un microscopio binocular, disecione parcialmente la zona pelúcida (DPZ) de los ovocitos mediante un simple movimiento hacia abajo con una aguja 30 G.



[DPZ] No. 09-01

5. Después de la DPZ, neutralice la atracción electrostática entre la zona pelúcida y la superficie de la placa adicionando a la gota 20 µL de sacarosa 0.3 M (BSA+).
6. Para despegar los ovocitos con DPZ de la superficie del fondo de la placa, rocíe los ovocitos con una solución de sacarosa usando una micropipeta.



7. Lavar con cuidado los ovocitos con DZP 3 veces en MEDIO CARD® para remover el resto de sacarosa.

**Comentario**

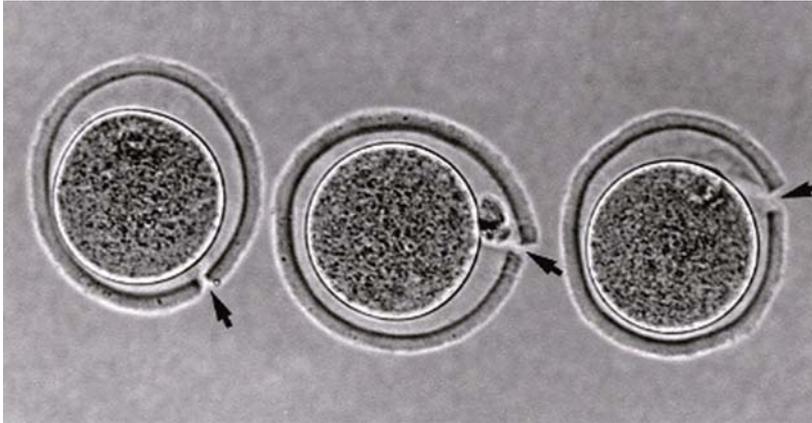
Cuando se ponen los ovocitos en una solución de sacarosa 0.3M (BSA-), el ooplasma se contrae por las fuerzas osmóticas y ocurre una interacción electrostática entre la zona pelúcida de los ovocitos y la superficie de la placa.

Como resultado. El espacio perivitelino se ensancha y los ovocitos se adosan al fondo de la placa.

**Comentario**

El rociado debe aplicarse desde el lado opuesto al corte para prevenir que los ovocitos escapen fuera de la zona pelúcida.

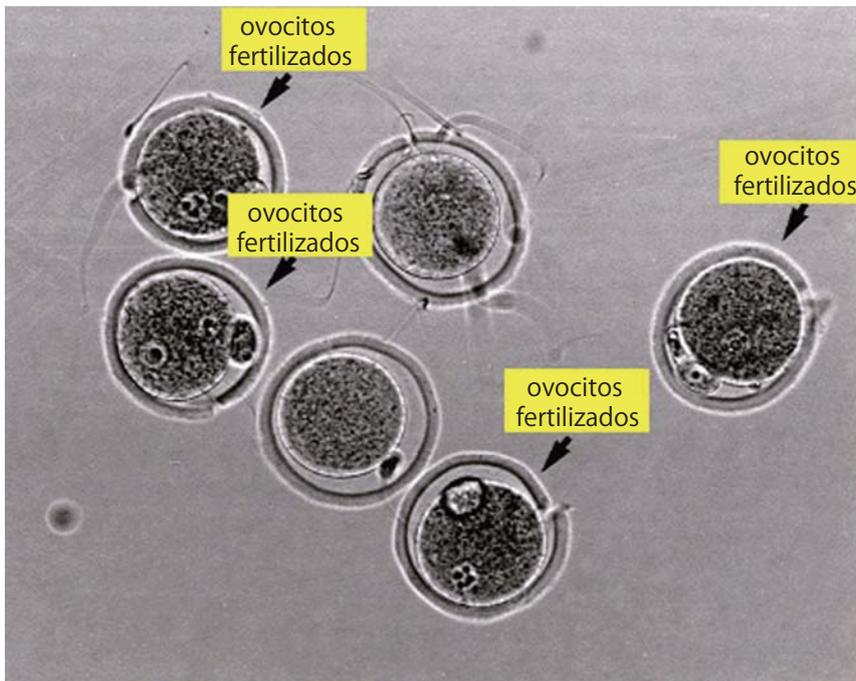
[Microfotografía: Ovocitos DZP]



### Fertilización *in vitro* y transferencia embrionaria

1. Coloque los ovocitos DZP en la gota de MEDIO CARD® que contiene los espermatozoides preparados previamente (inseminación).  
(Por favor, consulte los capítulos de Fertilización *in vitro* en la página 6. Fertilización *in vitro* usando espermatozoides epididimarios transportados en frío en la página 18 y Fertilización *in vitro* usando espermatozoides criopreservados en la página 26.)
2. Lave los ovocitos fertilizados, con cuidado, dos veces en mHTF 3 horas después de la inseminación, luego póngalos en cultivo por 3 días hasta que se desarrollen al estadio de blastocisto temprano.

[Microfotografía: Ovocitos fertilizados]



3. Transfiera los blastocistos tempranos a los cuernos uterinos de una receptora con una pseudopreñez de 3 días (Día 1 es el día en que se observa el tapón vaginal).  
Por favor, consulte el capítulo de transferencia embrionaria en útero en la página 72.

### Referencias

1. Nakagata N., Okamoto M., Ueda O., and Suzuki H. 1997. The positive effect of partial zona-pelúcida dissection on the *in vitro* fertilizing capacity of cryopreserved C57BL/6J transgenic mouse spermatozoa of low motility. *Biol. Reprod.* 57: 1050-1055.

### Comentario

Si los embriones en estadio de 2-celulas son transferidos en el oviducto de una receptora en el día 1 de pseudopreñez, el porcentaje de desarrollo a animales nacidos será muy baja.

Esto se debe a que los blastómeros que conforman los embriones escapan de la zona pelúcida por la acción peristáltica del oviducto en su paso a través del oviducto hacia el útero.

## 4-3 Recolección de embriones en estadio de 2-Celulas

### Materiales y equipo

1. Pinzas de relojero #5
2. Tijeras de disección
3. KSOM/AA
4. Aceite mineral
5. Placas plasticas (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING)
6. Jeringas de 1 mL
7. Aguja de lavado (aguja 30G de punta roma)
8. Pipetas de transferencia

### Procedimientos

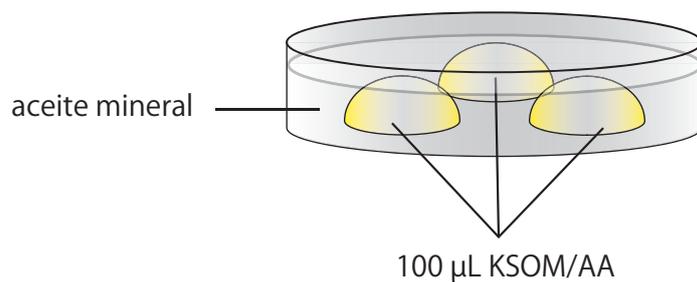
#### Superovulación y selección de las hembras con tapón

1. Inyecte las hembras (de 8-12 semanas de edad) i.p con 7.5 IU de PMSG (14:00-18:00).
2. Inyecte las hembras i.p. con 7.5 IU de hCG 48-52 horas después de la inyección de PMSG.
3. Verifique los tapones vaginales a la mañana siguiente.  
(Por favor, consulte el capítulo de Transferencia embrionaria en oviducto en la página 66.)

#### Preparación de las placas

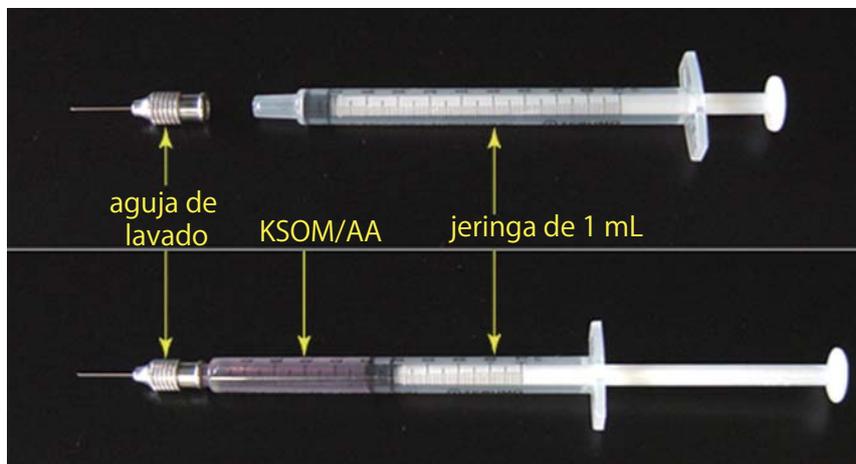
1. Coloque 3 gotas (100  $\mu$ L / gota) de KSOM/AA en una placa y cúbralas con aceite mineral. Ponga la placa en un incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire) por un mínimo de 30 minutos.

【placa de lavado】



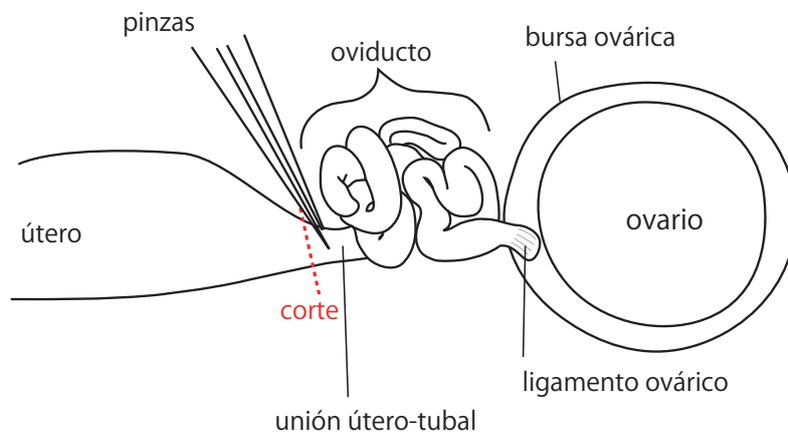
### Preparación de la aguja de lavado

1. Llene una jeringa con medio KSOM/AA y conecte una aguja de lavado con la punta roma.
2. Pruebe la jeringa para asegurarse de que está libre de burbujas de aire, y que el KSOM/AA fluye fácilmente.

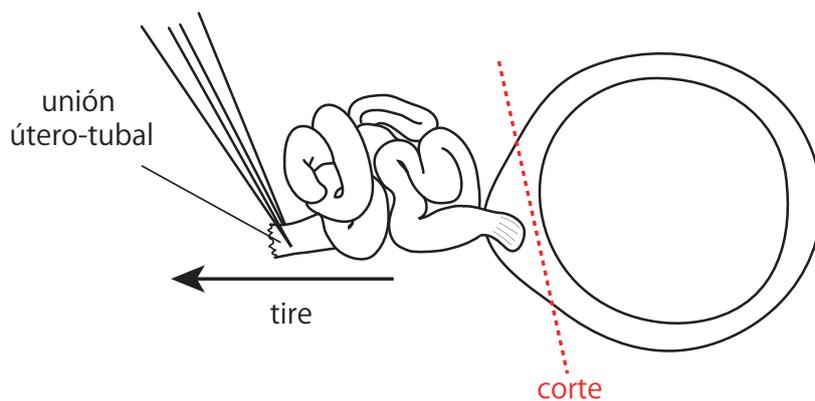


### Obtención de embriones

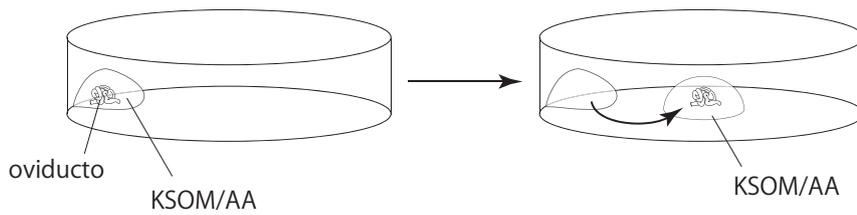
1. El día después en que se observe el tapón vaginal, obtenga el útero, oviducto y ovarios de las hembras y colóquelas sobre un papel de filtro estéril. (Por favor, consulte con el capítulo Fertilización *in vitro* en la página 9.)
2. Pince en la unión útero-tubal y haga un corte en la región uterina.



3. Tire de la unión útero-tubal para separar el infundíbulo del ovario, y corte la bursa ovárica.

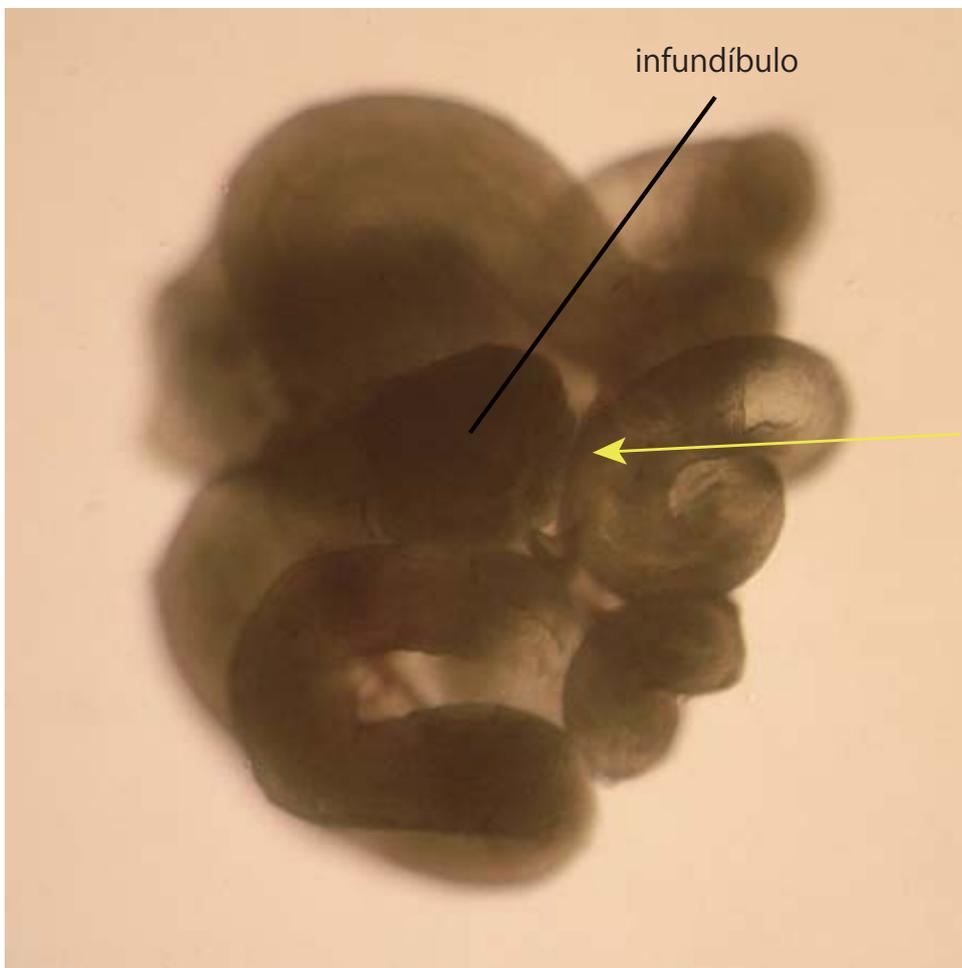


- Después de lavar el oviducto en una gota de KSOM/AA, póngalo en otra gota de KSOM/AA.



- Mire detenidamente al oviducto para ubicar el infundíbulo, que es un tubo de un diámetro mayor que el oviducto.
- Coloque el oviducto para que la aguja de lavado pueda insertarse fácilmente.

[Microfotografía: un oviducto antes de lavarlo]



- Mantenga firme el infundíbulo en el fondo de la placa usando unas pinzas e inserte la aguja en su extremo.

**Nota**

Como usualmente el infundíbulo se encuentra escondido entre las circunvoluciones del oviducto, se debe rotar suavemente con una pinza el oviducto y buscar con cuidado para encontrarlo.

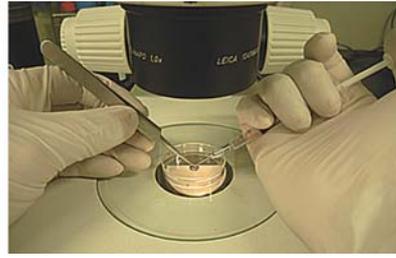
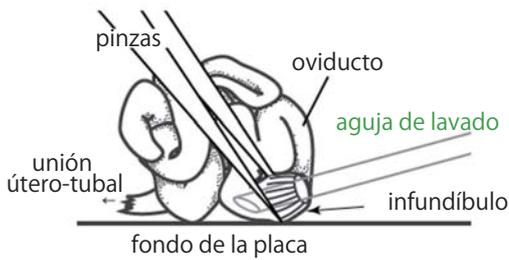
**Comentario**

Si usted es diestro, coloque el oviducto como lo muestra el diagrama inferior. Es más fácil insertar la aguja en el infundíbulo con esta posición.

**Nota**

El infundíbulo es extremadamente frágil, de manera que use las pinzas con cuidado.

8. Empuje el embolo y despacio lave el oviducto con KSOM/AA.

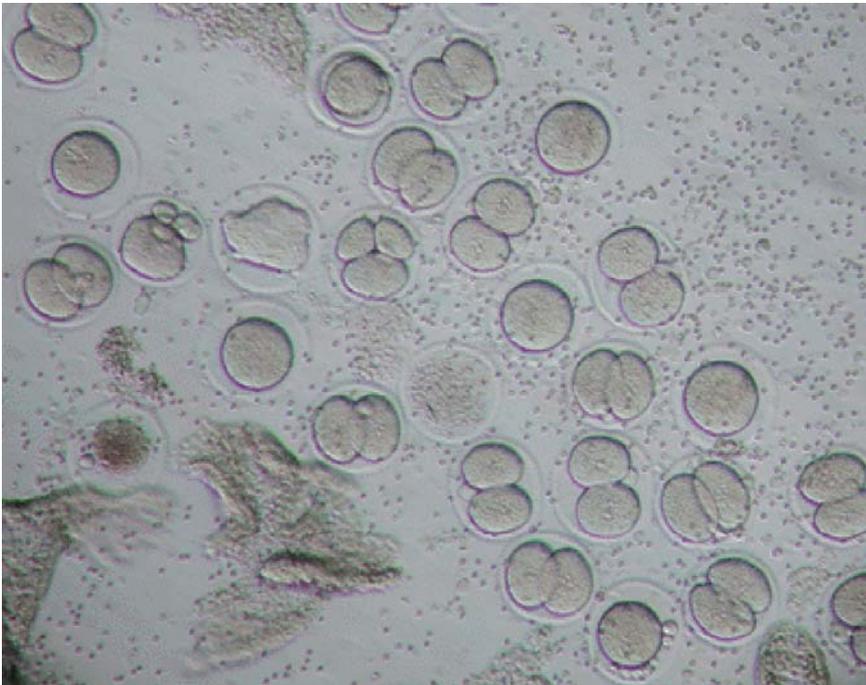


[lavado] No. 10-01



9. Utilizando una pipeta aspire los embriones y lávelos pasándolos por varias gotas de KSOM/AA (placa de lavado).

[Microfotografía: oviducto luego del lavado]



### Nota

Cuando el lavado se hace correctamente, se debería ver como el oviducto se infla a medida que se inyecta el medio.

No pinche a ciegas el oviducto si no se puede encontrar el infundíbulo.

Haciendo eso puede destruir el infundíbulo lo que impedirá insertar la aguja.

### Nota

Asegúrese de completar todos los pasos, desde el sacrificio de las hembras hasta el lavado de sus oviductos en el menor tiempo posible (dentro de los 5 minutos).

Además, cuando esté trabajando solo, no sacrifique muchos ratones a la vez, es mejor sacrificar uno y lavar sus oviductos antes de pasar a la siguiente hembra.

## Referencias

1. Nagy A., Gertsenstein M., Vintersten K., and Behringer R. 2003. Manipulating the Mouse Embryo, A Laboratory Manual (Third edition). Cold Spring Harbor Laboratory Press. ISBN 0-87969-591-9.

## 5-1 Transporte en frío de embriones a 2-células

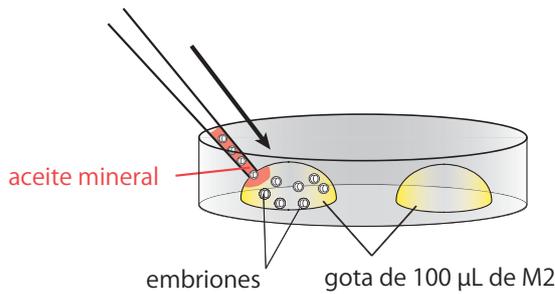
### Materiales y equipo

1. Embriones a 2-celulas (adaptable a embriones frescos y congelados)
2. Placas de plástico (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING)
3. Punta de pipeta para cargar geles (Cat. No. 010-R204S; Bio Medical Instrument)
4. M2 (Cat. No. M7167; Sigma)
5. Tubos de 0.5 mL (Fisherbrand Flip Cap Microtubes 0.5 mL; Fisher Scientific Cat. No. FS-MCT-060-C)
6. Pipetas de transferencia
7. KSOM/AA
8. Aceite mineral
9. Registrador de datos de temperatura (Thermochron iButton Cat. No. DS1921G; Maxim Integrated Products)
10. Kit para transporte en frío CARD (Cat. No. KYD-006-EX, Cosmo Bio Co., Ltd.)
  - Termo (Cat. No. JMK-501; Thermos K.K.)
  - Caja de papel (in which a 0.5 mL tube can stand)
  - Algodón
  - Bloques de gel refrigerante (pequeño y grande)
  - Caja de transporte de poliestireno (Cat.No. KC-3, KARUX)

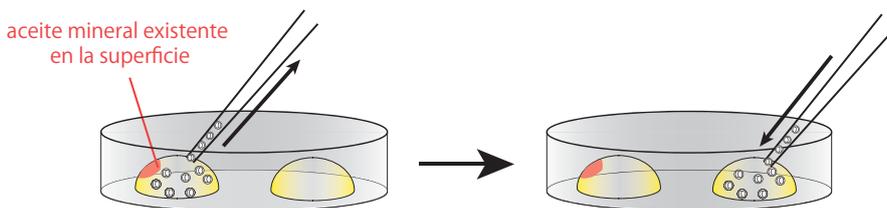
### Procedimientos

#### Mantenimiento en frío de embriones a 2-celulas

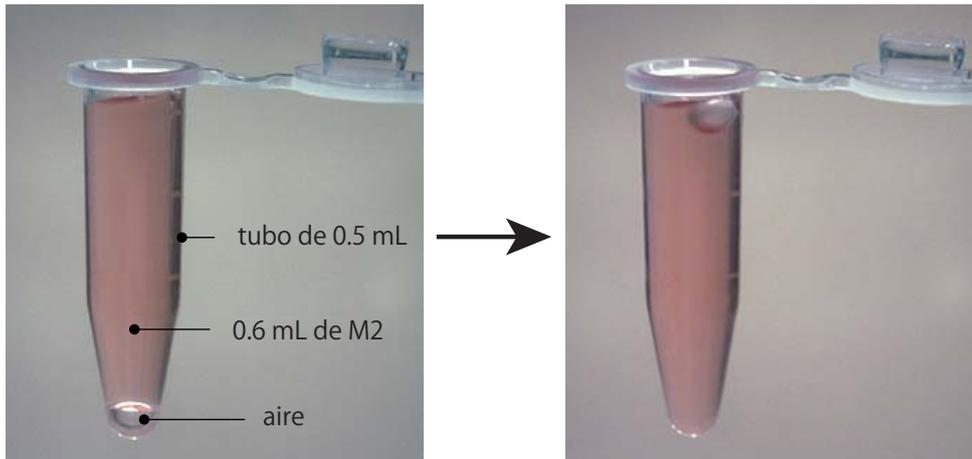
1. Ponga en una placa de plástico dos gotas de 100  $\mu$ L de M2.
2. Transfiera los embriones a 2-celulas del medio de cultivo a la gota de M2.



3. Cambie la pipeta capilar para la manipulación de embriones y aspire los embriones con un capilar nuevo, asegurándose de evitar acarrear aceite mineral a la gota de M2. Transfiera los embriones a la gota de M2 preparada en el paso 1.



- Llene un tubo de 0.5 mL con 0.6 mL de M2 a temperatura ambiente. Si hubiera una burbuja en fondo del tubo, golpee en la punta para que se desprenda.



- Recoja y transfiera los embriones al fondo del tubo (40 embriones/tubo).



- Coloque en la caja de papel el tubo con los embriones, el registrador de datos de temperatura y el algodón.



- Coloque la caja de papel en el refrigerador (4-8°C).

### Comentario

Los embriones mantendrán la capacidad de desarrollo por un máximo de 72 horas.

### Embalaje y transporte de embriones a 2-celulas

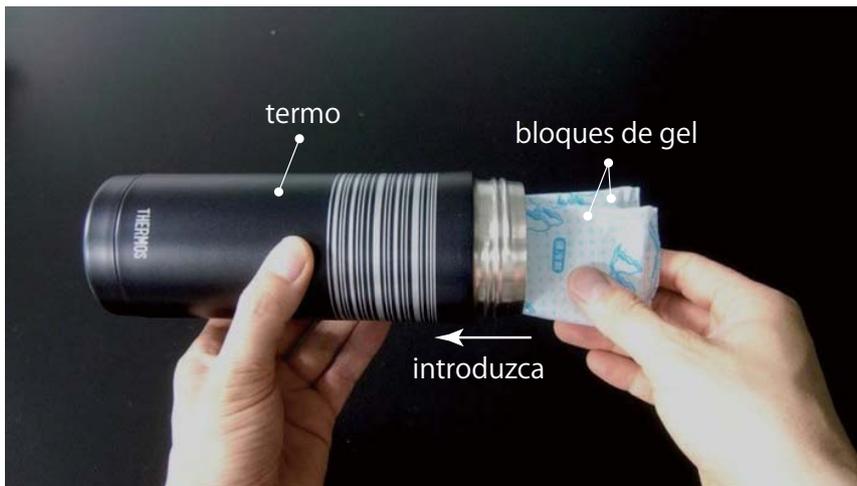
Prepare una caja de papel con los embriones de 2-celulas de la misma forma que se describió anteriormente (Mantenimiento en frio de embriones de 2-celulas)

Los bloques de gel frio (grandes) y la caja de transporte de poliestireno debe ser enfriada a 4-8°C antes de su uso. Use los bloques pequeñas de gel y el termo a temperatura ambiente.

1. Introduzca la caja de papel con los embriones dentro del termo.



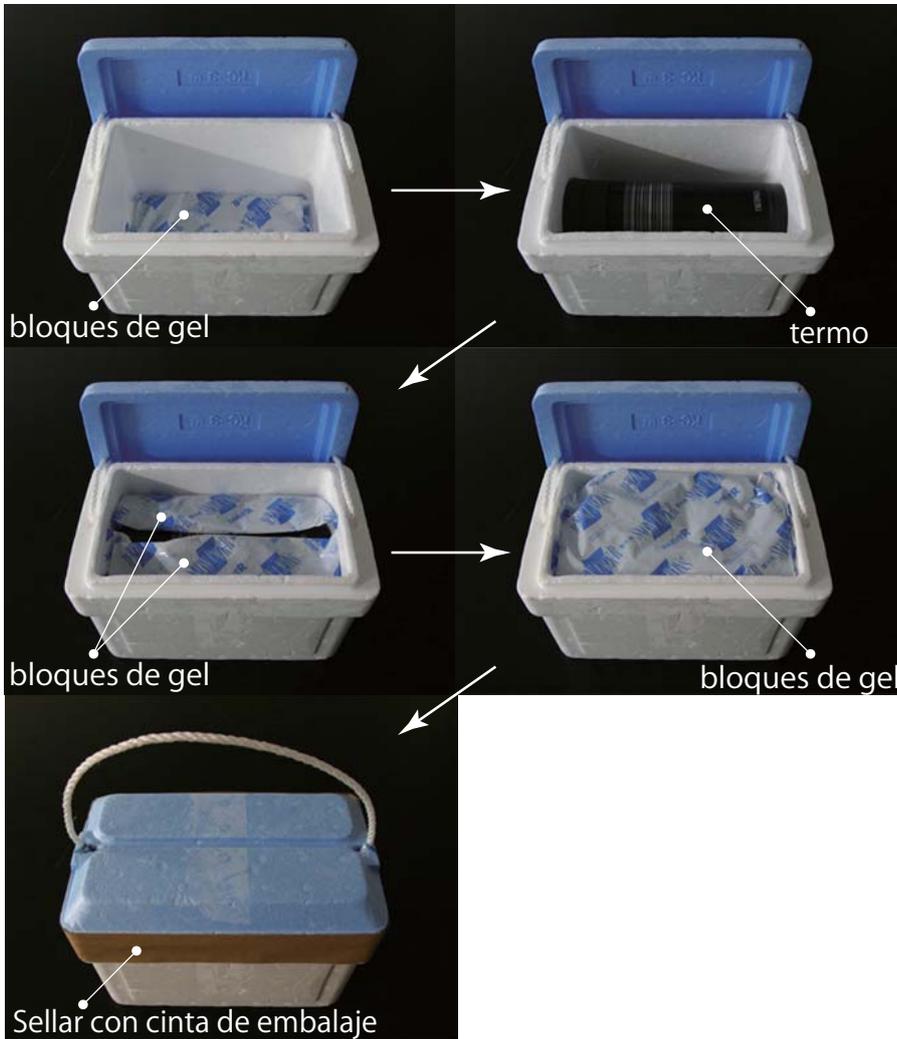
2. Introduzca dos bloques pequeños de gel frio dentro del termo.



3. Tape el termo.



4. Coloque un bloque grande de gel en el fondo de la caja de transporte, luego coloque el termo sobre ella.
5. Ponga un bloque grande de gel a cada lado del termo, después coloque uno más (grande) encima del termo y tape la caja.
6. Selle la tapa de la caja de transporte usando cinta de embalaje.



### Nota

Tenga cuidado de no colocar la caja de papel boca abajo.

### Nota

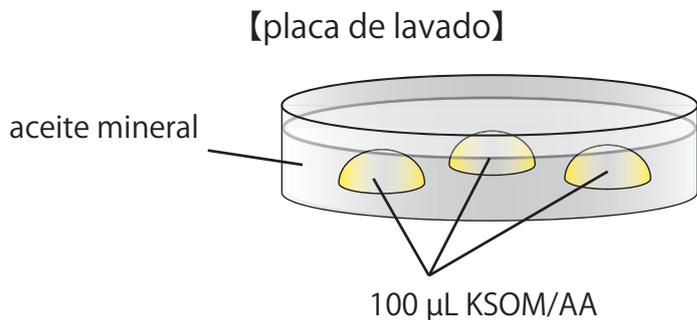
Solo es posible colocar el termo en el centro de la caja de transporte y no en fondo de la misma, dado que el largo del termo es el mismo que el largo interior de la caja de transporte.

Esto es para proteger el termo durante el transporte.

7. Mantenga la caja de transporte en el refrigerador hasta que el transportista llegue a buscarlo.
8. Envíe las muestras por correo regular.

### Recuperación de los embriones de 2-celulas de la caja de transporte

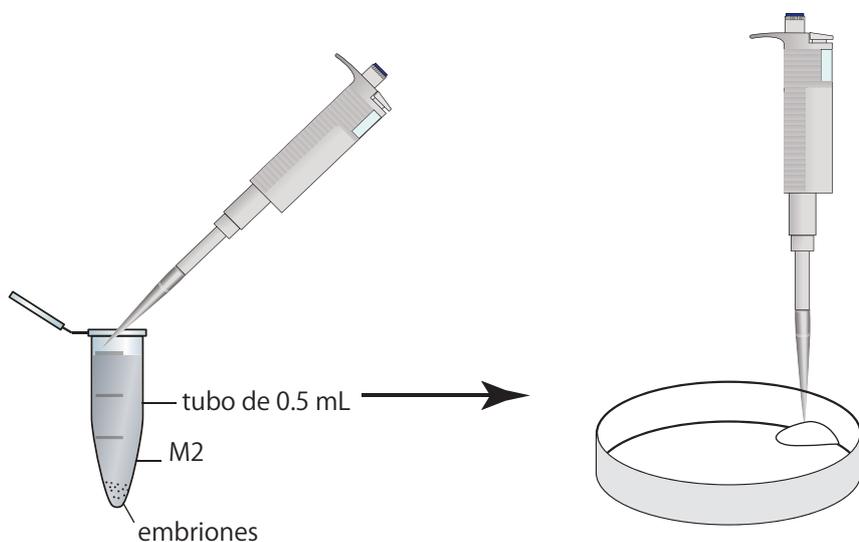
1. Ponga 3 gotas de (100  $\mu$ L / gota) de KSOM/AA en una placa y cúbrala con aceite mineral. Coloque la placa en un incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire) por un mínimo de 30 minutos.



2. Retire del termo la caja de papel con los embriones.
3. Deje la caja de papel a temperatura ambiente por 30 minutos.

**[Retirando la muestra]** No. 11-01

4. Abra la caja de papel y con cuidado retire el algodón. Una vez quitado, saque y abra el tubo con los embriones.
5. Recoja 200  $\mu$ L del M2 de la capa superior del tubo usando una punta de pipeta para cargar geles y transfiera la alícuota al borde de una placa.



#### Nota

Las muestras deben transferirse a baja temperatura. Por favor, consulte con el servicio de transporte sobre las condiciones durante el transporte.

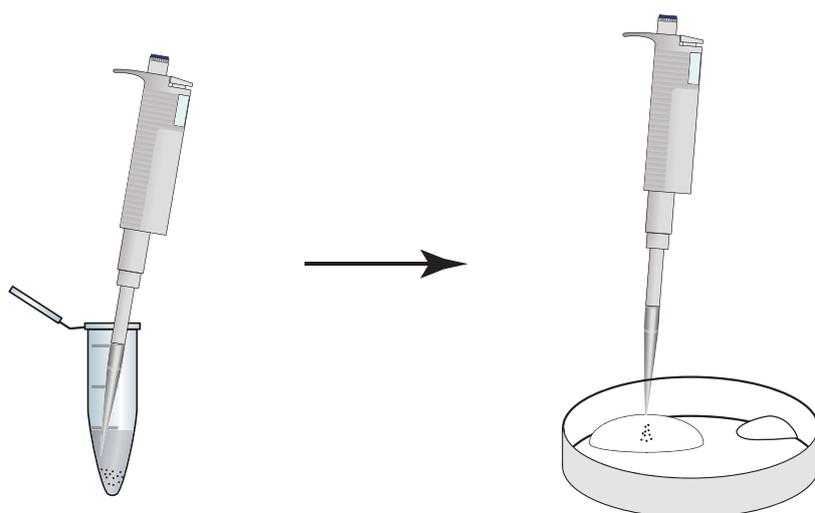
#### Comentario

Los embriones mantendrán su capacidad de desarrollo por un máximo de 72 horas.

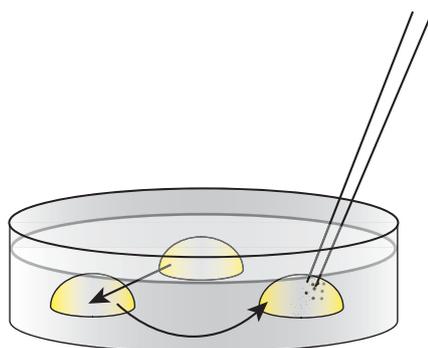
#### Comentario

Los embriones se hundirán al fondo del tubo durante esos 30 minutos.

- Con cuidado recupere desde el fondo del tubo todo el medio M2 que contiene los embriones usando una punta para cargar geles, y transfiera la alícuota al centro de la placa.



- Saque los embriones del M2, transfiera y lávelos en cada una de las 3 gotas de 100  $\mu\text{L}$  de KSOM/AA (placa de lavado).



- Transfiera los embriones a los oviductos de un ratón hembra pseudopreñada.

## Referencias

- Takeo T., Kaneko T., Haruguchi Y., Fukumoto K., Machida H., Koga M., Nakagawa Y., Takeshita Y., Matsuguma T., Tsuchiyama S., Shimizu N., Hasegawa T., Goto M., Miyachi H., Anzai M., Nakatsukasa E., Nomaru K., and Nakagata N. 2009. Birth of mice from vitrified/warmed 2-cell embryos transported at a cold temperature. *Cryobiology*. **58**(2): 196-202.
- Takeo T., Kondo T., Haruguchi Y., Fukumoto K., Nakagawa Y., Takeshita Y., Nakamuta Y., Tsuchiyama S., Shimizu N., Hasegawa T., Goto M., Miyachi H., Anzai M., Fujikawa R., Nomaru K., Kaneko T., Itagaki Y., and Nakagata N. 2010. Short-term storage and transport at cold temperatures of 2-cell mouse embryos produced by cryopreserved sperm. *J Am Assoc Lab Anim Sci*. **49**(4): 415-419.

### Nota

Para una manipulación fácil, tenga cuidado de evitar las burbujas en la punta de pipeta.

### Nota

Si no puede recuperar todos los embriones, enjuague el interior del tubo usando 200  $\mu\text{L}$  de M2 en el borde de la placa.

### Comentario

Idealmente, la transferencia embrionaria en hembras pseudopreñadas debería llevarse a cabo inmediatamente después de la llegada de los embriones.

(Por favor, consulte al capítulo de Transferencia embrionaria en oviducto en la página 66.)

## 5-2 Transporte en frío de oviductos de ratón con embriones a 2-células

### Materiales y equipo

1. Sacarosa 0.8 M
2. PB1
3. KSOM/AA
4. Bolsa plástica
5. Termo
6. Hielo picado
7. Criotubos con fondo conico (Cat. No. 366656; NUNC)
8. Placa de plástico (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING)

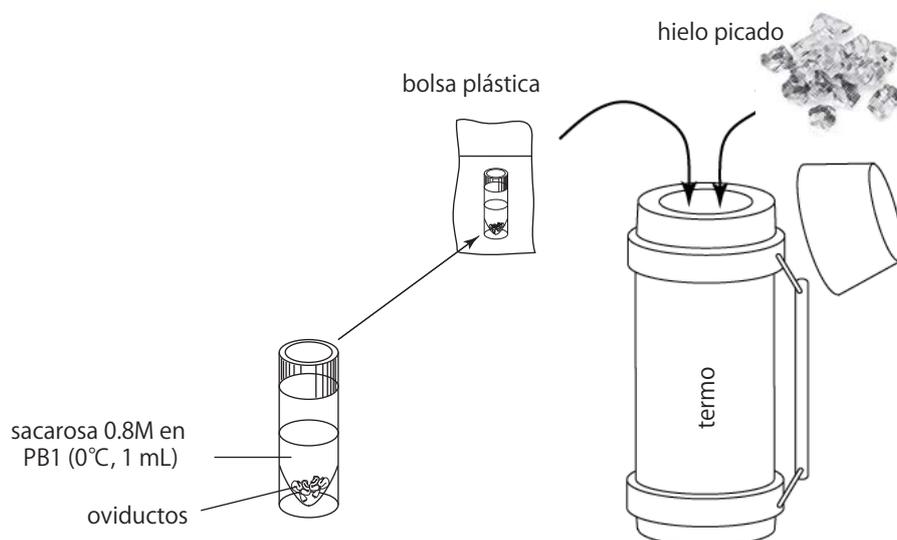
### Procedimientos

#### Disección de los oviductos de una hembra superovulada y con tapón

1. Inyecte las hembras i.p. (8-12 semanas de edad) con 7.5 UI de PMSG (14:00-18:00).
2. Inyecte las hembras i.p. con 7.5 UI de hCG 48-52 horas después de administrarles la inyección de PMSG, y aparee machos y hembras durante la noche.
3. Temprano a la mañana y hasta el mediodía del día siguiente revise las hembras si tienen tapón vaginal. (Por favor, consulte al capítulo de Transferencia embrionaria en oviducto en la página 66.)
4. En 44-46 horas después de la administración de hCG, sacrifique la hembras con tapón.
5. Extraiga los oviductos de las hembras y colóquelos en una gota de 100-200  $\mu\text{L}$  de sacarosa 0.8 M ( $0^{\circ}\text{C}$ ). (Por favor, consulte al capítulo de Fertilización *in vitro* en la página 9.)

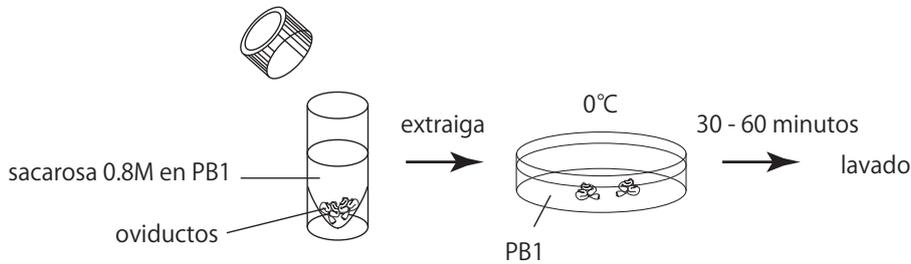
#### Transporte de los oviductos de ratón

1. Transfiera los oviductos en un criotubo que contenga 1 mL de sacarosa 0.8M ( $0^{\circ}\text{C}$ ).
2. Ponga el tubo en una bolsa plástica y séllela usando sellador por calor.
3. Coloque la bolsa plástica en un termo que contenga hielo picado y envíelo usando un servicio de puerta a puerta.



### Obtención de embriones

1. Retire el tubo del termo.
2. Retire los oviductos del tubo y manténgalos en PB1 (0°C ) por 30-60 minutos.
3. Lave los oviductos con PB1 (0°C ). (Por favor, consulte al capítulo de Obtención de embriones en estadio de 2-celulas en la página 42.)
4. Lave los embriones 3 veces en gotas de KSOM/AA (37°C ).



### Referencias

1. Kamimura E., Nakashima T., Ogawa M., Ohwada K., and Nakagata N. 2003. Study of low-temperature (4°C) transport of mouse two-cell embryos enclosed in oviducts. *Comp. Med.* 53: 393-396.
2. Ogawa M., Fuchiwaki M., Valdez Jr. Delgado M., Yanagita T., Ide Y., Fukumoto K., Machida H., Kawabe T., Kaneko T., Kasai M., and Nakagata N. 2005. Development after freeze-thawing of mouse embryos collected from oviducts transported at 0°C. *Exp. Anim.* 54(3) Suppl: 242.

#### Nota

Los embriones se degeneraran rápidamente si elimina el paso 2.

#### Nota

Los oviductos no deben permanecer en el tubo más de 48 horas o los embriones se degeneraran. Los embriones deben ser congelados si no se utilizaran inmediatamente.

(Por favor, consulte al capítulo de vitrificación simple de embriones de ratón en la página 54.)

## 6-1 Vitricación simple de embriones de ratón

### Materiales y equipo

1. 1 M DMSO
2. DAP213
3. Placa de plástico (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING)
4. Filtro (Millex-GV 0.22  $\mu\text{m}$  Cat. No. SLGV013SL; MILLIPORE)
5. Punta de pipeta para cargar geles (MBP Gel 200, Cat. No. 3621; Molecular BioProducts)
6. Pipetas de transferencia
7. Criotubos (Se recomienda el Cryogenic Vials Cat. No. MS-4501W; Sumitomo Bakelite, Japan. Si no puede obtenerlo, use Cat. No. 366656; NUNC.)
8. Micropipeta
9. Caña de viales o tubos
10. Nalgene Labtop Cooler (Cat. No. 5115-0012; NALGENE, USA)
11. Nitrógeno líquido
12. Microscopio
13. Sacarosa 0.25 M
14. KSOM/AA
15. Aceite mineral

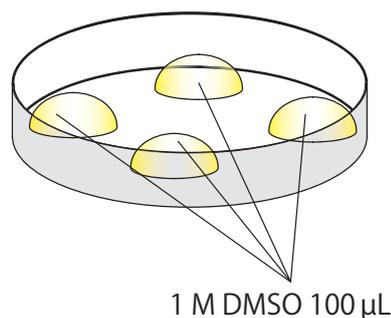
### Procedimientos

#### Preparación del bloque refrigerante y de los criotubos

1. Un día previo a su uso coloque el bloque refrigerante (Cat. No. 5115-0012; NALGENE, USA) en un congelador a  $-20^{\circ}\text{C}$ .
2. Unos 10 minutos antes de comenzar la vitricación saque el bloque refrigerante del congelador.
3. Ponga algunos criotubos en el bloque refrigerante. Unos 40 embriones por criotubo es fácil de manipular, en otras palabras, cuando se quiera vitricar 120 embriones, se debería colocar tres tubos en el bloque refrigerante.
4. Justo antes de comenzar el procedimiento, verifique que la temperatura dentro de los tubos esta a  $0^{\circ}\text{C}$ .

#### Vitricación

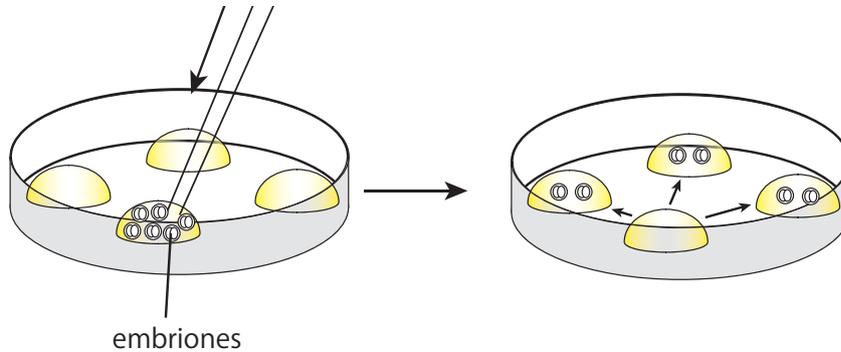
1. Filtre el DMSO 1M y ponga 4 gotas ( $\sim 100 \mu\text{L}$ /gota) en una placa. Una gota es para lavar los embriones sacados del medio de recolección, mientras que las otras es para contener los embriones lavados.



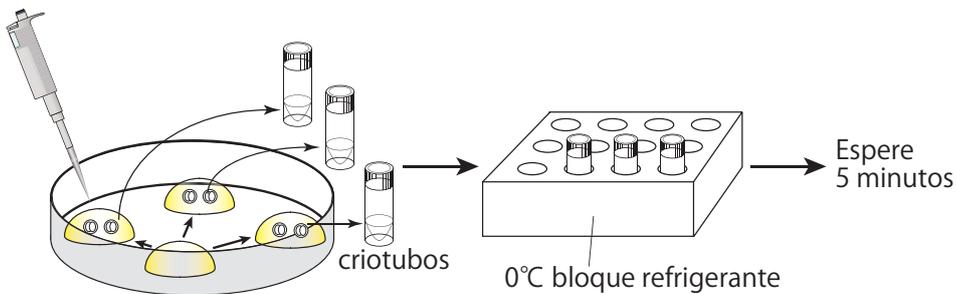
#### Comentario

Se puede usar hielo picado en lugar del bloque refrigerante.

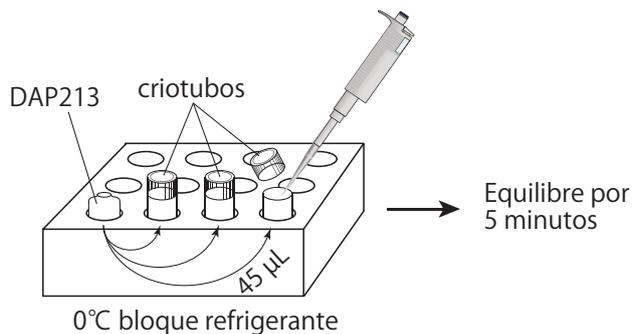
- Coloque un grupo de embriones en una de las 4 gotas para enjuagarlos del medio de recolección. Distribuya los embriones ya enjuagados en partes iguales entre las otras gotas. Estas alícuotas eventualmente serán transferidas al criotubo. Por ejemplo, si uno tuviera que recolectar 120 embriones y vitrificarlos en alícuotas de 40 embriones, los embriones serían colocados primero en la gota de enjuague y luego se dividen equitativamente entre las 3 otras gotas.



- Usando un pipeta de 20  $\mu\text{L}$  y una punta para cargar geles, transfiera los embriones contenidos en 5  $\mu\text{L}$  de la solución de DMSO 1M a un criotubo. Una vez transferidos, coloque el criotubo en el bloque refrigerante a 0°C y espere 5 minutos.



- Agregue 45  $\mu\text{L}$  de la solución crioprotectora (DAP213) a 0°C al criotubo y equilíbrelo por 5 minutos en el bloque refrigerante a 0°C.



#### Nota

Es posible mantener los criotubos en el bloque refrigerante por más tiempo que 5 minutos (<20 minutos).

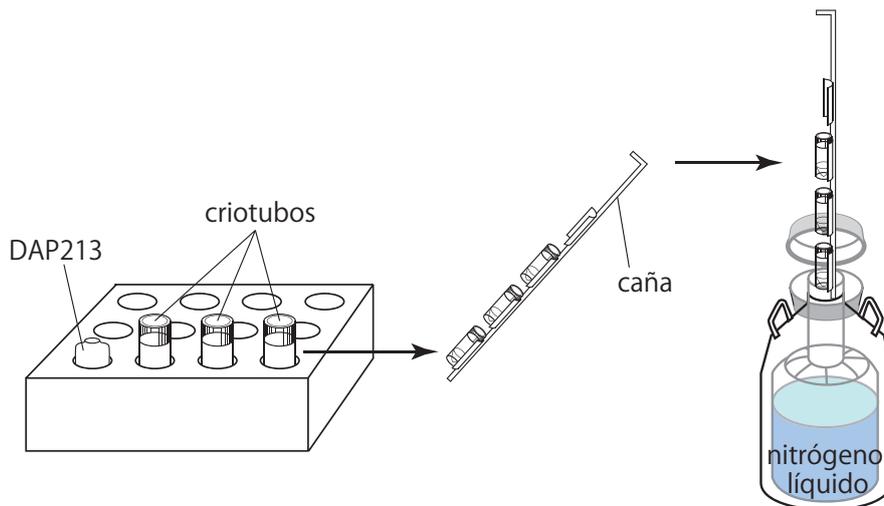
#### Nota

Si los embriones son agrupados en el centro de la gota, es más fácil aspirarlos todos juntos en 5  $\mu\text{L}$  de la solución de DMSO 1M.

#### Nota

No ajusten con fuerza la tapas de los tubos después de agregarle el DAP213, sino, será muy difícil quitarla rápidamente cuando las muestras sean extraídas del tanque de nitrógeno.

- Rápidamente ponga los criotubos en una caña de aluminio y sumerja directamente las muestras en el nitrógeno líquido.



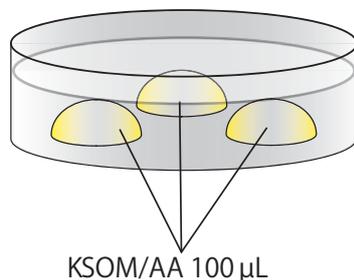
[Vitrificando embriones] No. 13-01



### Preparación para el descongelado

- Ponga 3 gotas (100  $\mu\text{L}$ /gota) de KSOM/AA en una placa y cúbralo con aceite mineral. Coloque la placa en el incubador (37°C , 5%  $\text{CO}_2$  en aire) por al menos 30 minutos.

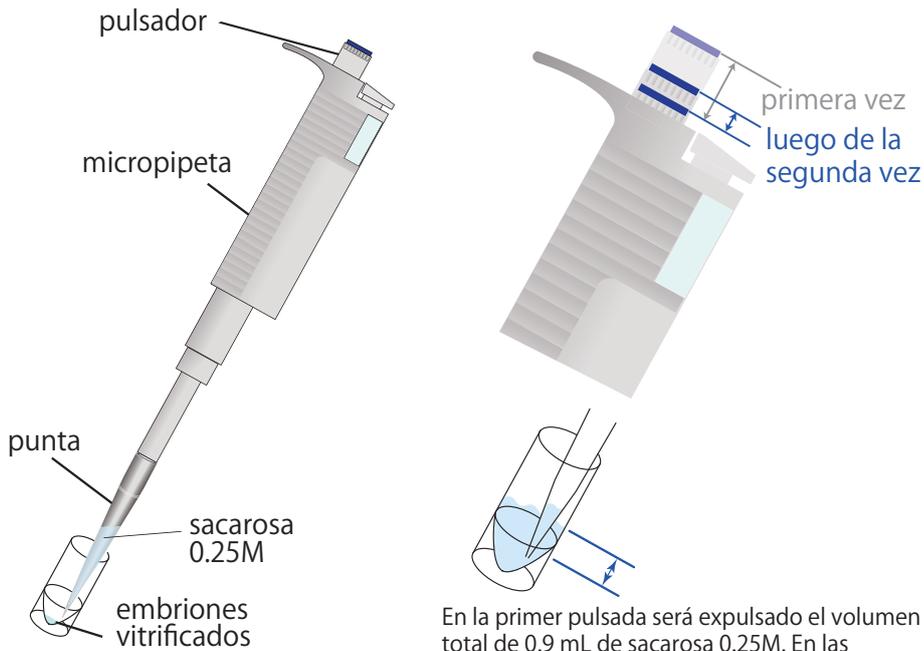
#### 【placa de lavado】



- Caliente una solución de sacarosa 0.25M en un incubador (37°C , 5%  $\text{CO}_2$  en aire) antes de su uso.

### Recuperación de embriones vitrificados

- Saque del nitrógeno líquido la muestra elegida y abra la tapa del criotubo. Descarte todo resto de nitrógeno líquido que haya en el tubo y déjelo a temperatura ambiente por 30 segundos.
- Agregue al criotubo 0.9 mL de sacarosa 0.25M (precalentado a 37°C ) y descongele la muestra rápidamente pipeteando las soluciones. Cuando pipetee tenga cuidado de no generar mucha cantidad de burbujas y de no dañar físicamente los embriones pipeteando muy rápido. Una vez descongelado, transfiera el contenido del criotubo a una placa de cultivo.



La punta de pipeta no deberá tocar el fondo del criotubo. Si lo hiciera, la sacarosa 0.25M que se encuentra en la punta se congelara y no podrá descargar la solución en el tubo.

En la primer pulsada será expulsado el volumen total de 0.9 mL de sacarosa 0.25M. En las pulsadas subsiguientes, se limita la presión a cerca de un decimo del volumen de sacarosa 0.25M que se ha aspirado serán expulsados. De esta forma pipeteando volúmenes pequeños se previene la formación de burbujas en la solución de sacarosa.

3. Coloque unos 0.4-0.5 mL de sacarosa 0.25M mas en el criotubo y transfiera el contenido a una placa. Esto diluye aun más el crioprotector y asegura que todos los embriones hayan sido transferidos.

**[Recuperación de embriones vitrificados]**

No. 13-02

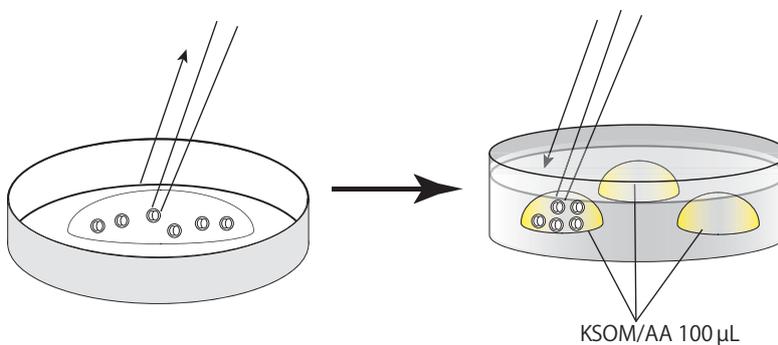


**[Pipeteando para recuperar los embriones vitrificados]**

No. 13-03



4. Aspire los embriones del medio y cuidadosamente transféralos a una gota de KSOM/AA (placa de lavado), después manténgalos en el incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire).



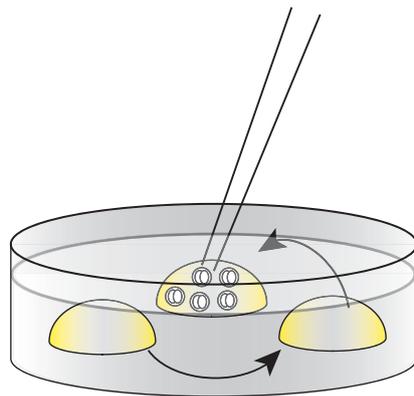
#### Nota

Es muy importante descongelar rápidamente la muestra para evitar dañar los embriones con la toxicidad de la solución crioprotectora (DAP213).

[Microfotografía: Embriones recuperados después de la vitrificación]



- Después de 10 minutos, lave los embriones pasándolos consecutivamente por 2 gotas de KSOM/AA (placa de lavado).



## Referencias

- Nakagata N. 1989. High survival rate of unfertilized mouse oocytes after vitrification. *J. Reprod. Fert.* **87**: 479-483.
- Nakagata N. 1993. Production of normal young following transfer of mouse embryos obtained by *in vitro* fertilization between cryopreserved gametes. *J. Reprod. Fert.* **99**: 77-80.
- Nakagata N. 1995. Studies on cryopreservation of embryos and gametes in mice. *Exp. Anim.* **44**: 1-8.
- Nakao K., Nakagata N., and Katsuki M. 1997. Simple and efficient procedure for cryopreservation of mouse embryos by simple vitrification. *Exp. Anim.* **46**: 231-234.

## 6-2 Vitrificación simple de ovocitos de ratón

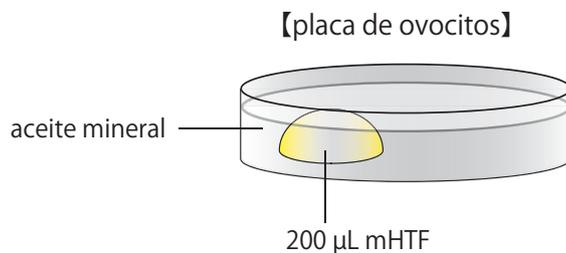
### Materiales y equipo

1. Ratones hembra superovuladas con PMSG y hCG
2. Placas de plástico (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING)
3. Aceite mineral
4. Micropipeta
5. Puntas de pipeta
6. mHTF
7. Hialuronidasa 1% en mHTF
8. Suero fetal bovino (FBS Cat. No. 26140-087; Gibco)
9. Filtro (Millex-GV 0.22  $\mu$ m Cat. No. SLGV013SL; MILLIPORE)
10. Capilares de vidrio para la manipulación de embriones
11. Incubador humidificado (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire)
12. Materiales y equipo usado para la vitrificación y descongelamiento de los embriones (Para el lavado de ovocitos descongelados se utilizan gotas de mHTF) (Por favor, consulte al capítulo de vitrificación simple de embriones de ratón en la página 54.)

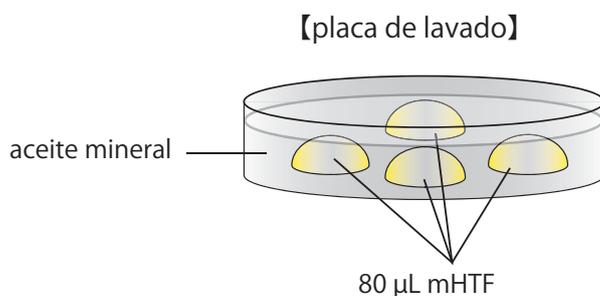
### Procedimientos

#### Preparación de las placas

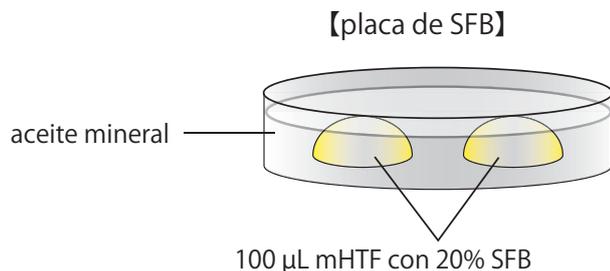
1. Coloque un agota de 200  $\mu$ L de mHTF en una placa. Cúbrala con aceite mineral y colóquela en el incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire) al menos durante 30 minutos.



2. Ponga 4 gotas (80  $\mu$ L/gota) de mHTF en una placa. Cúbralo con aceite mineral y coloque la placa en el incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire) al menos durante 30 minutos.

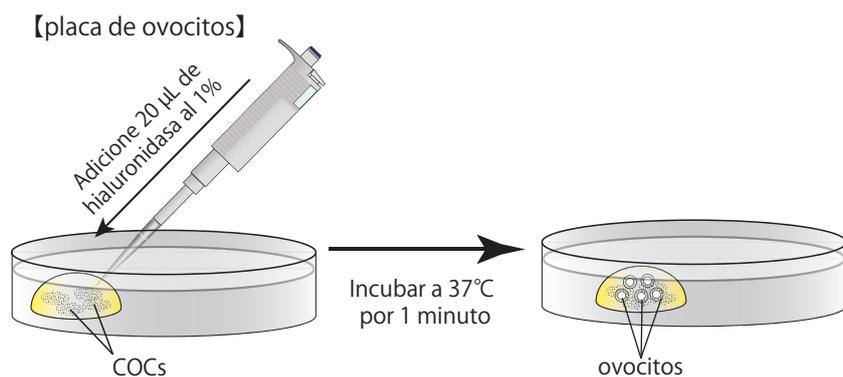


3. Prepare mHTF con 20% de SFB, esterilícelo por filtración. Ponga 2 gotas (100  $\mu$ L/gota) del medio en una placa. Cúbralo con aceite mineral y colóquelo en un incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire) al menos durante 30 minutos.

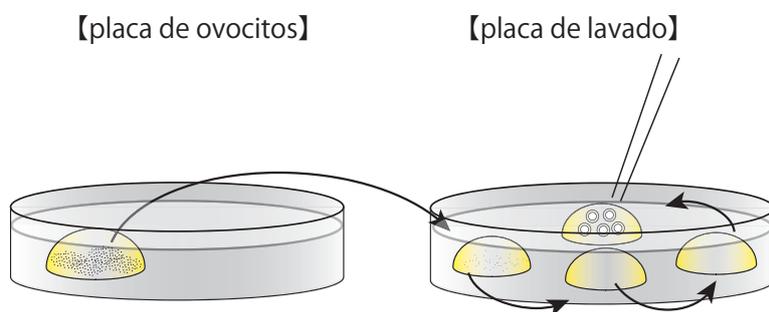


### Preparación de los ovocitos desnudos

1. Obtenga de un ratón hembra superovulada los complejos ovocitos-cúmulos (COCs) y colóquelos en una gota de 200  $\mu$ L de mHTF (Placa de ovocitos). (Por favor, consulte al capítulo de Fertilización *in vitro* en la página 9.)
2. Añada a la gota de mHTF que contiene los COCs 20  $\mu$ L de hialuronidasa al 1% y mantenga la placa en el incubador (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire) por 1 minuto.



3. Rápidamente recolecte y transfiera los ovocitos a un gota de 80  $\mu$ L de mHTF ( Placa de lavado), lávelos pasándolos por las gotas en la placa de lavado.



#### Nota

Asegúrese de llevar a cabo todas las operaciones, desde el sacrificio de la hembra para obtener sus oviductos hasta introducir los COCs en la gota de mHTF (placa de ovocitos) en el menor tiempo posible (dentro de 30 segundos).

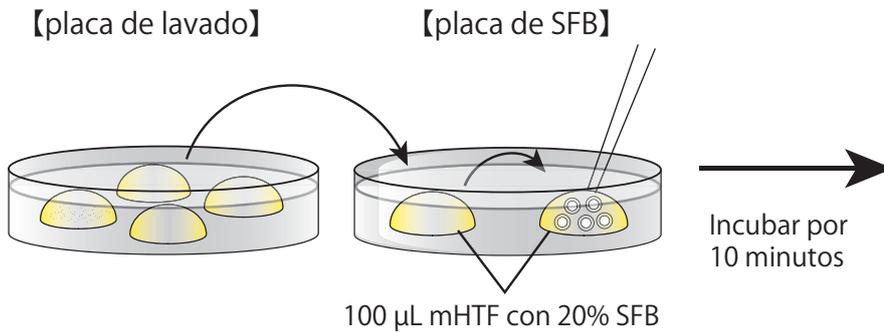
Más aun, cuando trabaje solo, no sacrifique muchos ratones a la vez; es preferible sacrificar uno y rápidamente obtener los oviductos antes de continuar con el ratón siguiente.

#### Comentario

Si algunas células del cúmulo siguen adheridas a la zona pelúcida de los ovocitos, pueden ser eliminados con la manipulación con el capilar de vidrio.

### Cultivo de ovocitos en una gota con SFB

1. Transfiera los ovocitos a la primer gota de la placa SFB para enjuagarlos. Después, transfíralos a la segunda gota para incubarlos (37°C , 5% CO<sub>2</sub> en aire) por 10 minutos.



#### Comentario

El SFB ayuda a prevenir el endurecimiento de la zona pelúcida del ovocito durante la vitrificación y descongelación.

### Vitrificación simple de ovocitos de ratón

1. Los ovocitos pueden ser vitrificados usando el método de vitrificación para embriones. Se han de remover las células del cúmulo y cultivarlos en una gota que contenga SFB. Más aun, el método de descongelamiento es el mismo que para los embriones. Por favor, consulte el capítulo de Vitrificación simple de embriones de ratón en la página 54.

### Fertilización *in vitro* usando ovocitos vitrificados-descongelados.

1. Los ovocitos vitrificados y descongelados pueden usarse para fertilización *in vitro* usando espermatozoides frescos, transportados en frío o congelados y descongelados. Consulte a los capítulos de Fertilización *in vitro* en la página 6, Fertilización *in vitro* usando espermatozoides epididimarios transportados en frío en la página 18 y Fertilización *in vitro* usando espermatozoides criopreservados en la página 26.

## References

1. Nakagata N., Takeo T., Fukumoto K., Kondo T., Haruguchi Y., Takeshita Y., Nakamura Y., Matsunaga H., Tsuchiyama S., Ishizuka Y., Araki K. 2013. Applications of cryopreserved unfertilized mouse oocytes for *in vitro* fertilization. *Cryobiology*. 67(2):188-92.

#### Nota

Hay tres métodos diferentes de preparar el MEDIO CARD®, dependiendo de si la fertilización *in vitro* será llevada a cabo usando espermatozoides frescos, congelados y descongelados o transportados en frío. Por favor, consulte el manual de instrucciones del MEDIO CARD®.

## 6-3 Vitrificación y trasplante de ovarios de ratón

### Materiales y equipo

1. Placas de cultivo 35-mm estériles
2. mWM
3. Donante: Ratón hembra (1 día a 30 semanas de edad)
4. Receptora: Ratón hembra de cuatro semanas (una cepa que sea histocompatible con el ovario trasplantado)
5. Anestesia
6. Tijeras de micro-disección con muelle (5 mm de hoja)
7. Pinzas de relojero #5
8. Grapa de sutura (Autoclip 9 mm; Clay Adams Cat. No. 427631) y aplicador (Mik-Ron Auto-clip Applier; Clay Adams Cat. No. 427630)
9. Placa térmica (37°C )

### Procedimientos

#### Obtención de los ovarios

1. Sacrifique la hembra donante y extraiga sus ovarios. (Por favor, consulte al capítulo de Fertilización *in vitro* en la página 9.)
2. Coloque los ovarios en una placa que contenga un volumen adecuado de mWM.

#### Vitrificación

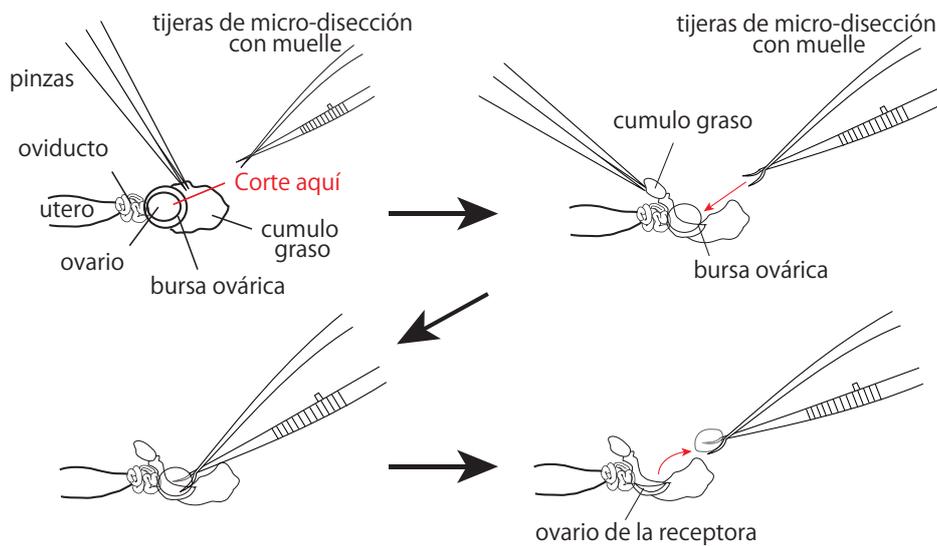
1. Los ovarios se pueden criopreservar con el mismo método usado para embriones. (Consulte al capítulo de Vitrificación simple de embriones de ratón en la página 54.)

#### Transplante

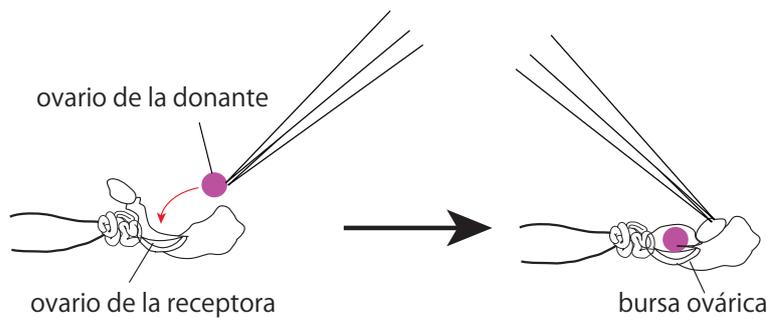
1. Anestesia la hembra receptora.
2. Extraiga el ovario, oviducto y parte del cuerno uterino como en el procedimiento convencional. (Por favor, consulte al capítulo de transferencia embrionaria en oviducto en la página 67.)
3. Usando unas tijeras de micro-disección con muelle, corte aproximadamente 1/4 de la bursa ovárica de la receptora y algo de la grasa que la rodea. Levante el colgajo de grasa para poder ver el ovario.
4. Corte 1/2-2/3 del ovario usando las tijeras de micro-disección con muelle de hoja curva.

#### Comentario

Usando las tijeras de micro-disección con la hoja curva es más fácil colocar el ovario donante sobre el ovario residual de la receptora.



5. Implante el ovario de la donante en el ovario residual de la receptora y cúbralo con la bursa ovárica.



[Trasplante de ovario de ratón] No. 15-01



- Empuje el ovario, oviducto y parte del cuerno uterino dentro del abdomen y cierre la incisión usando grapas de sutura.
- Repita el mismo proceso descrito anteriormente con el otro ovario de la receptora.
- Mantenga el ratón sobre una placa térmica a 37°C hasta que se recupere de los efectos de la anestesia.

## Referencias

- Migishima F., Suzuki-Migishima R., Song S.Y., Kuramochi T., Azuma S., Nishijima M., and Yokoyama M. 2003. Successful cryopreservation of mouse ovaries by vitrification. *Biol. Reprod.* **68**: 881-887.
- Tsuchiyama S., and Nakagata N. 2009. Cryopreservation of ovaries from elderly female mice. *Exp. Anim.* **58**(3) Suppl: 248.

## 7-1 Vasectomía para la obtención de machos estériles

### Materiales y equipo

1. Ratón macho (5 semanas de edad)
2. Anestésico
3. Tijeras finas
4. Pinzas de relojero #5
5. Grapa de sutura (Autoclip 9 mm; Clay Adams Cat. No. 427631) y aplicador (Mik-Ron Auto-clip Applier; Clay Adams Cat. No. 427630)
6. Placa térmica (37°C)

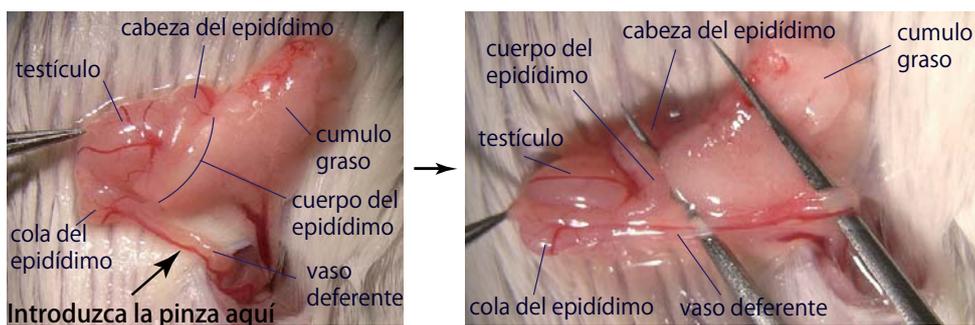
### Procedimientos

#### Vasectomía

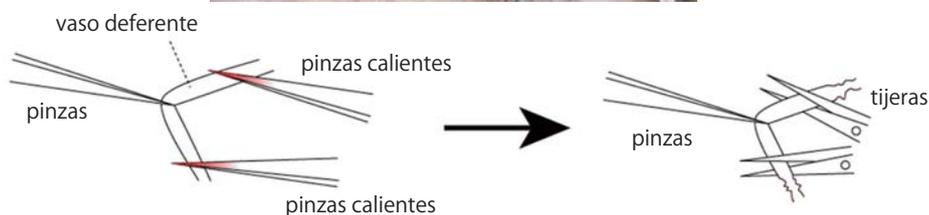
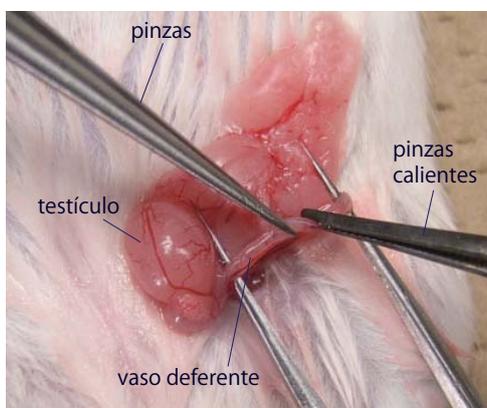
1. Anestesia un ratón macho.
2. De acuerdo con el procedimiento convencional haga una incisión en la línea media. La incisión deberá comenzar a nivel del punto superior de la pata trasera y extenderse aproximadamente 1 cm de este punto hacia la cabeza del ratón. Luego de hacer la incisión, saque los testículos, el epidídimo y parte del vaso deferente de la cavidad abdominal.



3. Con las pinzas levante el vaso deferente e introduzca otras pinzas por debajo para separar el vaso deferente de los otros tejidos.



4. Sujete el vaso deferente con unas pinzas y cauterice el vaso en dos puntos usando unas pinzas calientes como se muestra en el diagrama de abajo.
5. Corte la porción del vaso deferente que ha quedado entre las dos cauterizaciones.



6. Empuje el testículo, epidídimo y parte del vaso deferente dentro de la cavidad abdominal, después cierre la incisión usando grapas de sutura.
7. Repita los pasos 2-6 con el otro testículo.

## Referencias

1. Nagy A., Gertsenstein M., Vintersten K., and Behringer R. 2003. Manipulating the Mouse Embryo, A Laboratory Manual (Third edition). Cold Spring Harbor Laboratory Press. ISBN 0-87969-591-9.

### Comentario

Después de completar la cirugía, estabule cada ratón individualmente. Si el ratón es estabulado en grupo, es muy posible que peleen y puede que algunos se maten. Los machos vasectomizados estarán listos para ser empleados no antes de las 8 semanas de vida.

## 7-2 Transferencia embrionaria en oviducto

En nuestro laboratorio transferimos los embriones de 2-celulas a través de la pared del oviducto de las receptoras pseudo-preñadas. Este procedimiento es más fácil y simple de realizar que el procedimiento de transferencia embrionaria convencional, y es por lo tanto conveniente para técnicos sin experiencia.

### Materiales y equipo

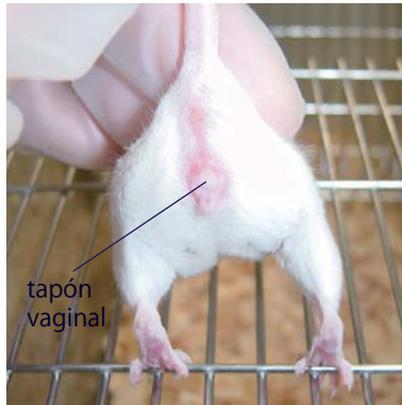
[aspecto de la vagina en proestro]



Aparee con un macho vasectomizado



[tapón vaginal]

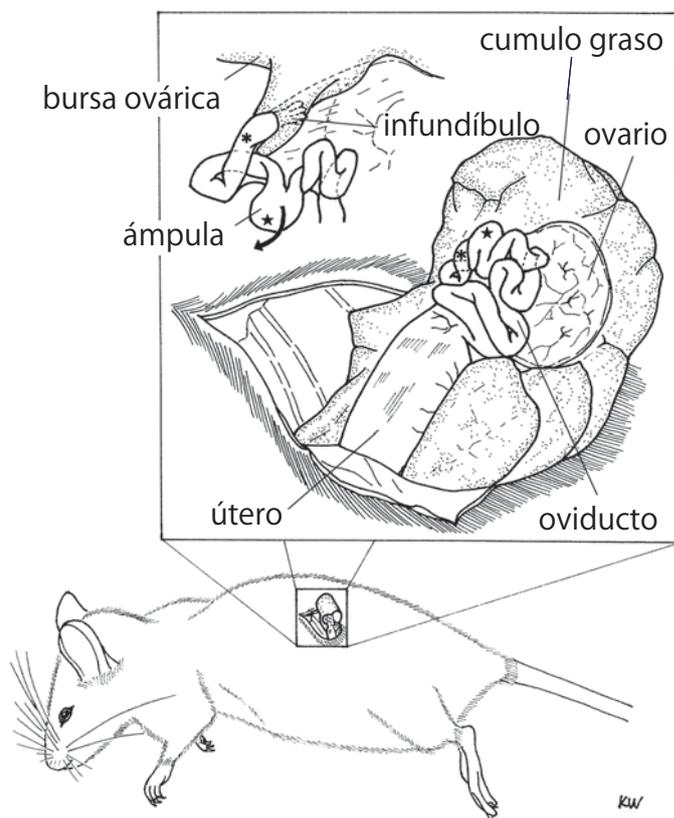


1. Ratón hembra en día 1 de pseudo-preñez (el día en que se observa el tapón vaginal)
2. Anestésico
3. Tijeras de micro-disección con muelle (hoja de 5 mm)
4. Pinzas de relojero #5
5. Pinza Bulldog (serrafine)
6. Grapa de sutura (Autoclip 9mm; Clay Adams Cat. No. 427631) y aplicador de grapas (Mik-Ron Autoclip Applier; Clay Adams Cat. No. 427630)
7. Placas de plástico (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING)
8. Capilares de vidrio para manipulación y transferencia embrionaria
9. Placa térmica (37°C)

## Procedimientos

### Preparación del ratón

1. Anestesia un ratón hembra.
2. Extraiga el ovario, oviducto y parte del cuerno uterino.

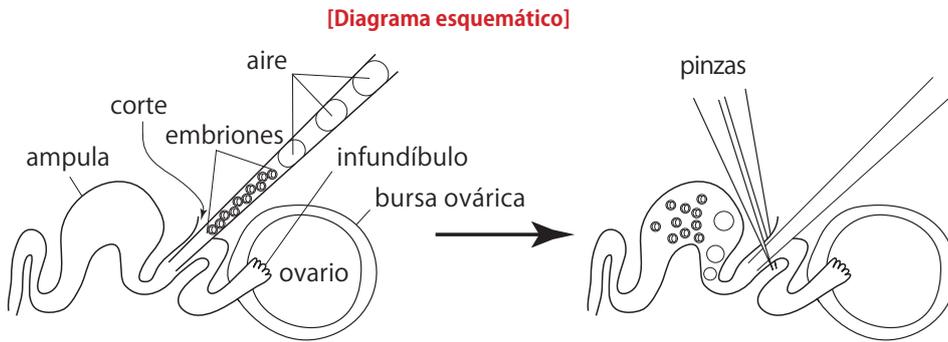


3. Coloque la pinza bulldog en el cumulo graso adosado a la bursa ovárica.



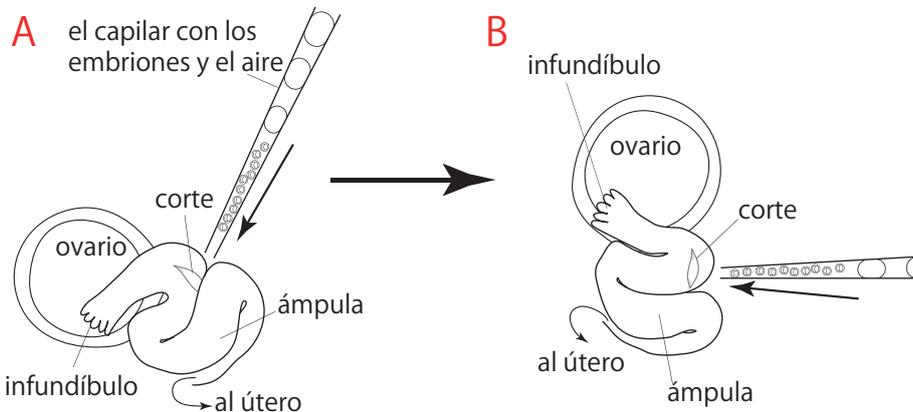
### Colocando el oviducto

Como se indica en el diagrama siguiente, la transferencia embrionaria en oviducto se lleva a cabo cortando el oviducto, insertando el capilar dentro y liberando los embriones en dirección a la ampulla.



Desafortunadamente los oviductos del ratón son pequeños y los conductos están plegados de una manera complicada, como se muestra en el diagrama del oviducto exteriorizado esquematizado abajo (A). Esto hace muy difícil introducir el capilar en el oviducto en dirección a la ampulla por que la inserción se hace por arriba.

Para hacer este procedimiento más simple, posicione el oviducto cambiando la posición de la pinza serrafina y del ratón antes de comenzar la operación (B).



1. Observe el oviducto bajo una lupa estereoscópica y confirme la posición del infundíbulo y la ampulla usando la punta de unas pinzas, o cambiando la posición de la pinza serrafina.
2. Posicione el oviducto cambiando la posición de la pinza serrafina y del ratón.

**Nota**

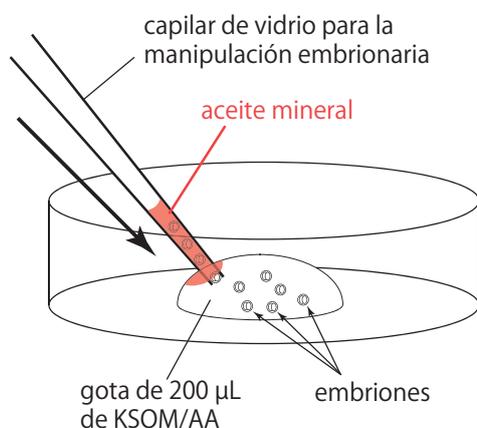
Como los pliegues del oviducto varían entre ratón y ratón, mire detenidamente y ajuste la posición del oviducto para hacer el trabajo más fácil.

**Comentario**

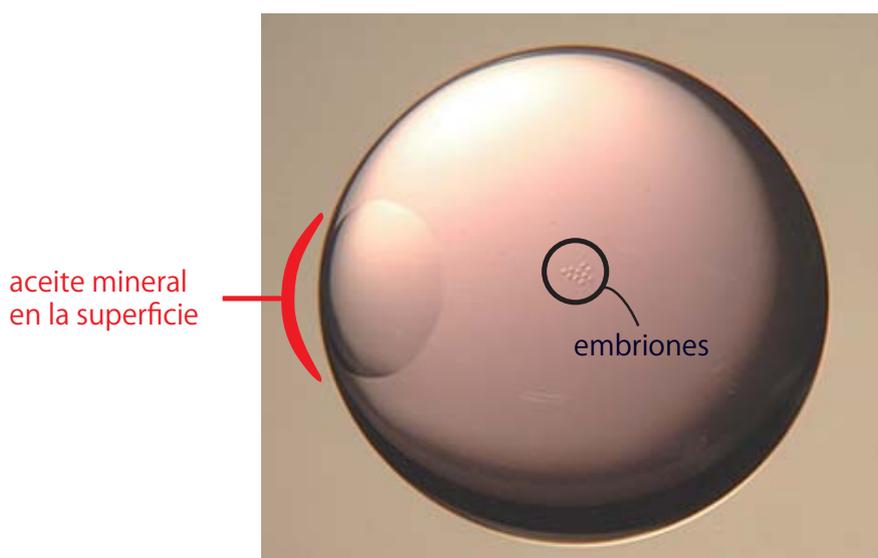
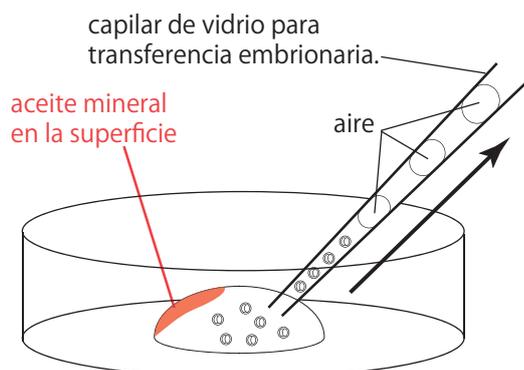
Si usted es zurdo, posicione el oviducto de manera que le sea más fácil realizar el procedimiento con su mano izquierda.

## Preparación de los embriones y de los capilares de vidrio

1. Prepare una placa con una gota de 200  $\mu\text{L}$  de KSOM/AA (sin aceite mineral) y ponga 20 embriones en la gota.



2. Para preparar el capilar de vidrio para una transferencia embrionaria aspire aire y medio en intervalos alternados de 2-3 mm cada uno. Coloque diez embriones en el capilar.

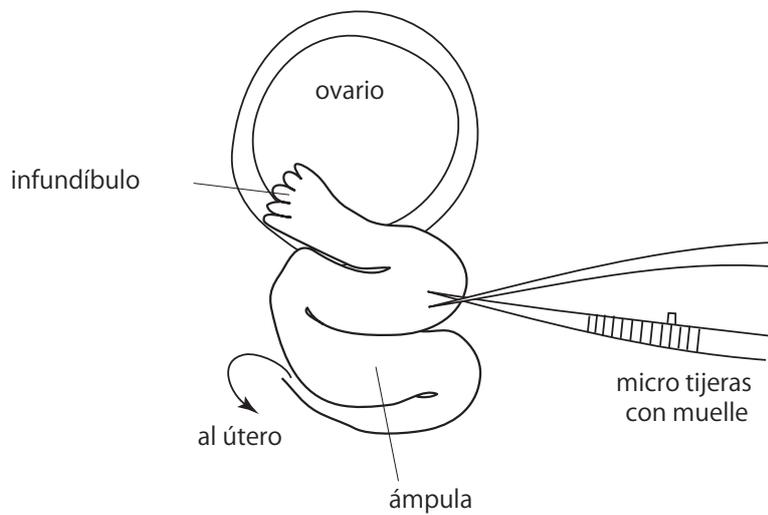


### Comentario

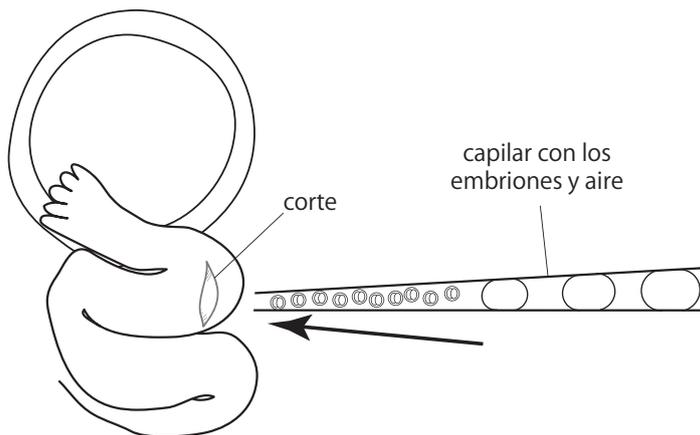
Cuando el capilar de vidrio es introducido en la gota, algo de la aceite mineral quedara en la superficie de la gota tal como se muestra debajo. Los embriones deberán juntarse con la pipeta en el lado opuesto a la mancha en la gota para así evitar aspirar la aceite mineral. Hay evidencias que sugieren que la aceite mineral que pase al oviducto puede provocar efectos adversos en el desarrollo de los embriones a llegar a término.

### Transferencia embrionaria

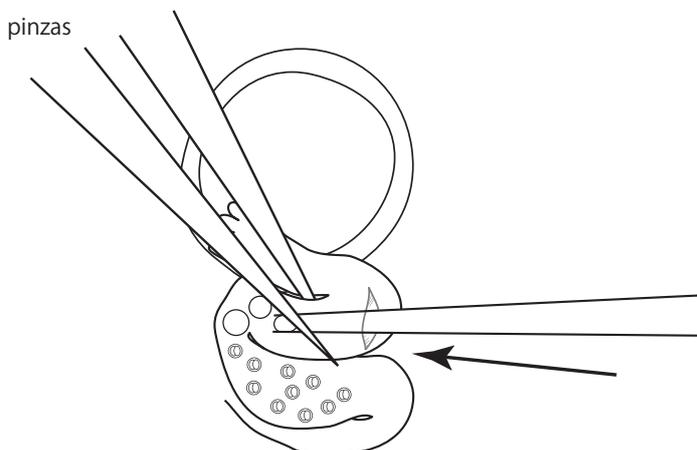
1. Con un par de pinzas de relojero #5 y tijeras de micro-diseccion con muelle diseque la pared del oviducto entre el infundíbulo y la ampúla.



2. Inserte por el corte la punta del capilar que contiene los embriones, luego empuje el capilar dentro del corte hacia la ampúla.



3. Use las pinzas para sostener la parte del oviducto donde se ha insertado el capilar.
4. Libere los embriones y 2-3 gotas de aire dentro de la ampúla.



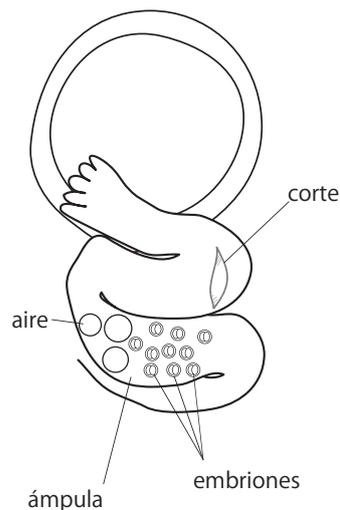
#### Comentario

Si se ha realizado correctamente, usted podrá observar las burbujas de aire a través de la pared de la ampúla.

#### Nota

Si usted no puede soltar los embriones y las burbujas de aire en el oviducto, retire un poco el capilar y trate nuevamente.

- Con cuidado retire el capilar del corte.



[Transferencia de embriones en oviducto] No. 17-01



#### Nota

Transfiera los embriones luego de ajustar la posición y dirección del oviducto. Si el oviducto está alineado en paralelo al capilar, entonces será más fácil insertarlo dentro del oviducto.

- Empuje el ovario, oviducto y el cuerno uterino hacia dentro del abdomen y cierre la herida usando grapas de sutura.



- Repita el proceso para transferir los 10 embriones restantes en el otro oviducto tal como fue descrito anteriormente.
- Mantenga el ratón sobre una placa térmica a 37°C hasta que se recupere de los efectos de la anestesia.

## Referencias

- Nakagata N. 1992. Embryo transfer through the wall of the fallopian tube in mice. *Exp. Anim.* 41: 387-388.
- Nagy A., Gertsenstein M., Vintersten K., and Behringer R. 2003. Manipulating the Mouse Embryo, A Laboratory Manual (Third edition). *Cold Spring Harbor Laboratory Press*. ISBN 0-87969-591-9.

## 7-3 Transferencia embrionaria en útero

### Materiales y equipo

1. Ratón hembra en el 3er día de pseudopreñez (Día 1 es el día en que observo el tapón vaginal)
2. Anestésico
3. Tijeras finas
4. Pinzas de relojero #5
5. Pinza serrafina
6. Aguja 27G
7. Grapa de sutura (Autoclip 9mm; Clay Adams Cat. No. 427631) y aplicador de grapas (Mik-Ron Autoclip Applier; Clay Adams Cat. No. 427630)
8. Placas plásticas (35 mm X 10 mm Cat. No. 430588; CORNING)
9. Capilares de vidrio para transferencia embrionaria
10. Placa térmica (37°C)

### Procedimientos

#### Transferencia embrionaria

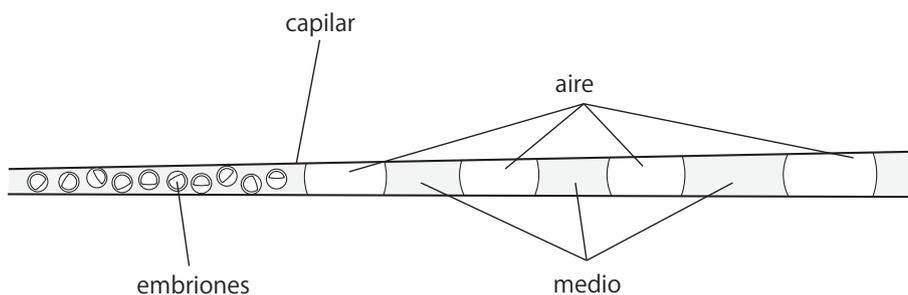
Prepare la receptora, los embriones (en estadio de 8-celulas a blastocisto) y el capilar de vidrio como para el método usado para transferir embriones en oviducto.

(Por favor, consulte al capítulo de transferencia embrionaria en oviducto en la página 67.)

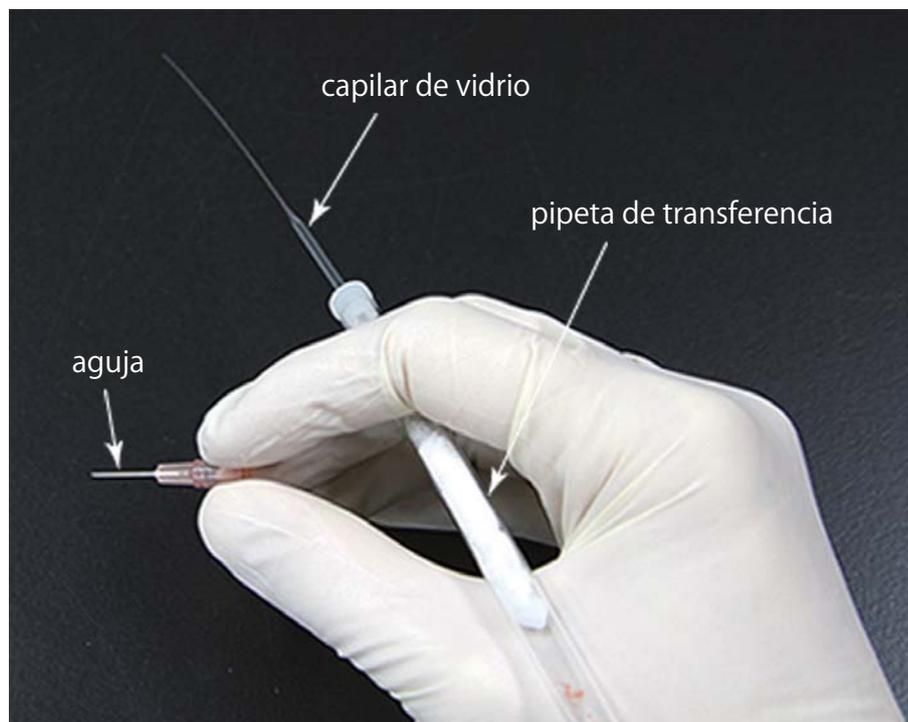
1. Extraiga el ovario, oviducto y parte del cuerno uterino como en el procedimiento convencional.
2. Fije la pinza serrafina en el cumulo graso que está adosado a la bursa ovárica.
3. En preparación para la transferencia embrionaria, aspire en el capilar de vidrio aire y medio alternados y separados por intervalos de 2-3 mm.

#### Nota

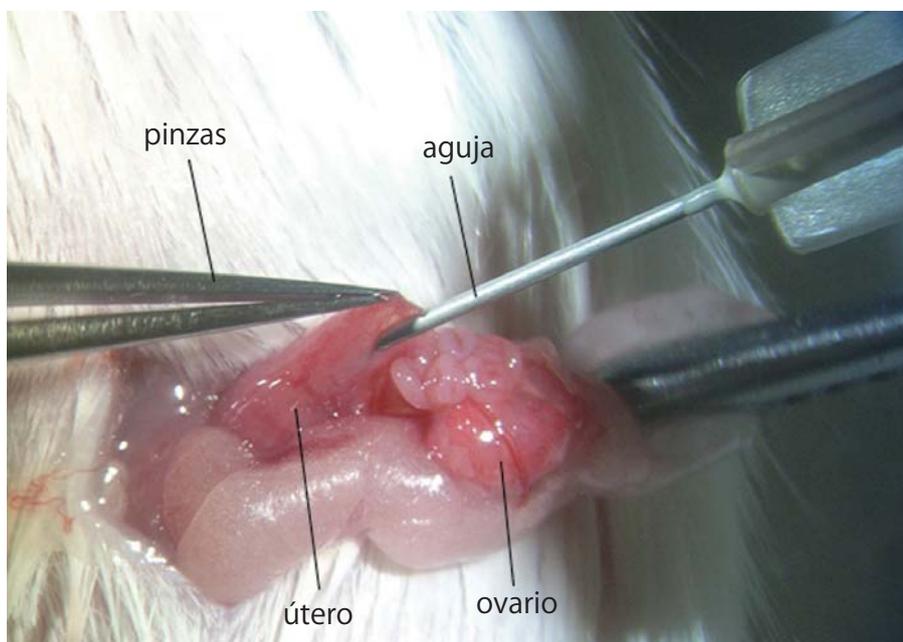
Cuando prepare el capilar de vidrio, evite dejar el capilar en contacto con el aceite mineral.



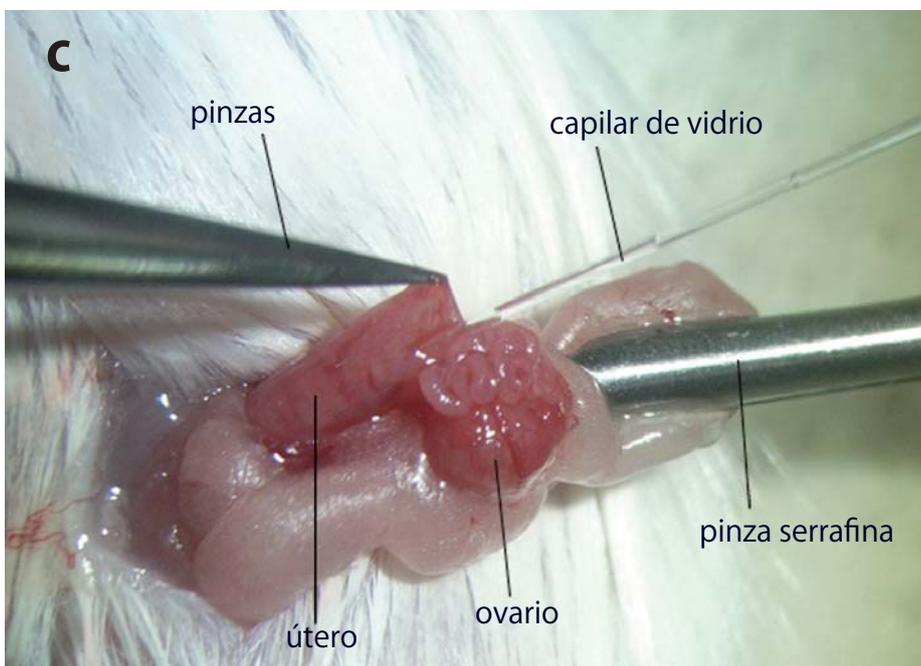
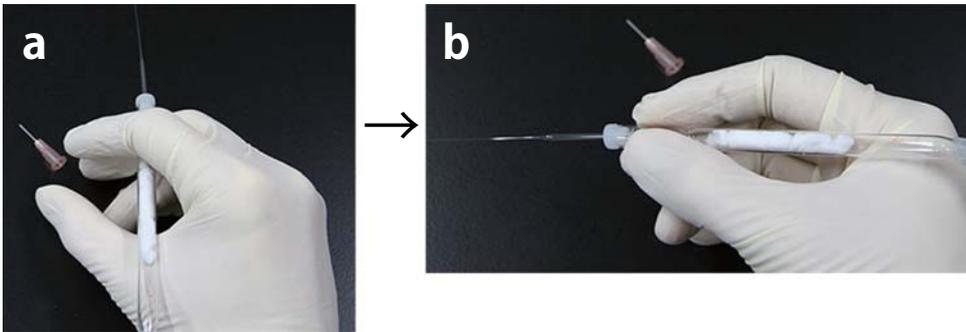
4. Sostenga la aguja de 27G y la pipeta de transferencia como muestra la foto de abajo, simultáneamente observe bajo la lupa estereoscópica ambos, la punta de la aguja y el útero. Asegúrese de mirar a la aguja y el útero simultáneamente bajo la lupa estereoscópica para confirmar la posición de la aguja en relación con el útero.



5. Con cuidado, sostenga la parte superior del cuerno uterino usando unas pinzas finas e inserte la aguja 27G en la pared del útero hacia la cavidad uterina.



6. Deje la aguja y sostenga la pipeta de transferencia como lo muestran los diagrama a y b. Inserte la punta del capilar que contiene los embriones y las burbujas de aire profundamente en la cavidad uterina a través del orificio hecho con la aguja, como muestra el diagrama c.



7. Libere los embriones en la cavidad uterina junto con 2-3 burbujas de aire.
8. Suavemente retire el capilar del orificio.

[Transferencia embrionaria en útero] No. 18-01 

[Realizando la operación] No. 18-02 

**Nota**

Usted debe sostener la parte superior del cuerno uterino y seguir observando el orificio hecho con la aguja hasta que la transferencia embrionaria se termine. Si usted aparta la vista del orificio antes de que se complete el procedimiento, puede ser difícil encontrar el nuevamente el sitio del orificio.

**Nota**

Si usted no puede liberar los embriones y las burbujas de aire en el oviducto, retire un poco el capilar e intente nuevamente.

**Nota**

Para facilitar mantener la vista en el orificio hecho con la guja usted deberá sostener la aguja y la pipeta de trasferencia, ambas en su mano dominante, antes de comenzar el procedimiento.

- Empuje el ovario, oviducto y cuerno uterino dentro del abdomen y cierre la incisión con grapas de sutura.



- Repita el proceso para transferir 10 embriones en el otro cuerno uterino como ha sido descrito anteriormente.
- Mantenga el ratón en una placa térmica a 37°C hasta que se recupere de los efectos de la anestesia.

## Referencias

- Nagy A., Gertsenstein M., Vintersten K., and Behringer R. 2003. Manipulating the Mouse Embryo, A Laboratory Manual (Third edition). *Cold Spring Harbor Laboratory Press*. ISBN 0-87969-591-9.

## 7-4 Cesárea y adopción

La cesárea deberá realizarse si la receptora preñada no ha parido las crías para la fecha estimada de parto.

### Materiales y equipo

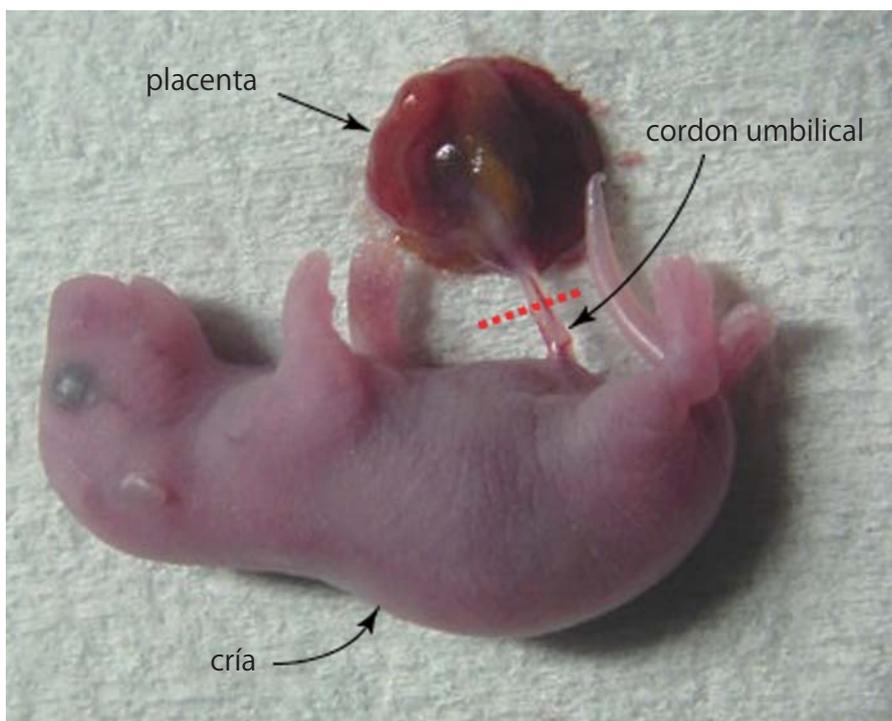
1. Madre nodriza (Una nodriza es una hembra que haya parido el mismo día o el día anterior al día estimado de parto de la hembra preñada.)
2. Tijeras finas
3. Pinzas de relojero #5
4. Placa térmica (37°C)
5. Ratón hembra preñada

### Procedimientos

#### Cesárea

1. Sacrifique la hembra preñada y limpie el abdomen con un algodón embebido en etanol 70%.
2. Abra inmediatamente el abdomen y con una tijeras finas retire el útero con las crías.
3. Coloque el útero sobre un papel absorbente y corte la pared uterina.
4. Rápidamente retire las crías del saco vitelino y del amnios y corte el cordón umbilical.

[Cortando el cordón umbilical]



5. Use pañuelos de papel para limpiar el cuerpo de las crías el fluido amniótico, secreciones y sangre.
6. Coloque las crías sobre una placa térmica a 37°C , suavemente pellizque varias veces la cola de cada una con unas pinzas hasta que comiencen a respirar y se tornen suficientemente rosados.

[Desde la extracción del útero a la primera respiración de las crías] No. 19-01 

## Adopción

Seleccione una madre nodriza cuyas crías tengan un color de capa diferente que los nacidos por cesárea, para luego poder distinguir entre ellos.

1. Quite la madre nodriza de la caja.
2. Reduzca el número de crías de la nodriza a la mitad (por ejemplo, si el número de crías de la nodriza es 10, quite 4-5 crías).
3. Frote las crías obtenidas por cesárea y que serán adoptadas (el mismo número de crías que las que se han retirado) con el material de la cama, luego mézclelas con las crías restantes de la nodriza.
4. Ponga la nodriza nuevamente en la caja.

[Adopción] No. 19-02 

## Referencias

1. Nagy A., Gertsenstein M., Vintersten K., and Behringer R. 2003. Manipulating the Mouse Embryo, A Laboratory Manual (Third edition). *Cold Spring Harbor Laboratory Press*. ISBN 0-87969-591-9.

## 8-1 Almacenamiento de medios y soluciones en ampollas bajo gas de nitrógeno

### Materiales y equipo

1. Sellador de doble llama (Adelphi Manufacturing, West Sussex, UK)
2. Ampollas (sterilized via hot air sterilization (180°C, 3 horas))
3. Medio
4. Jeringa y aguja 18 G
5. Pinza
6. Gas de nitrógeno

### Procedimientos

#### Limpieza y esterilizado de las ampollas de vidrio

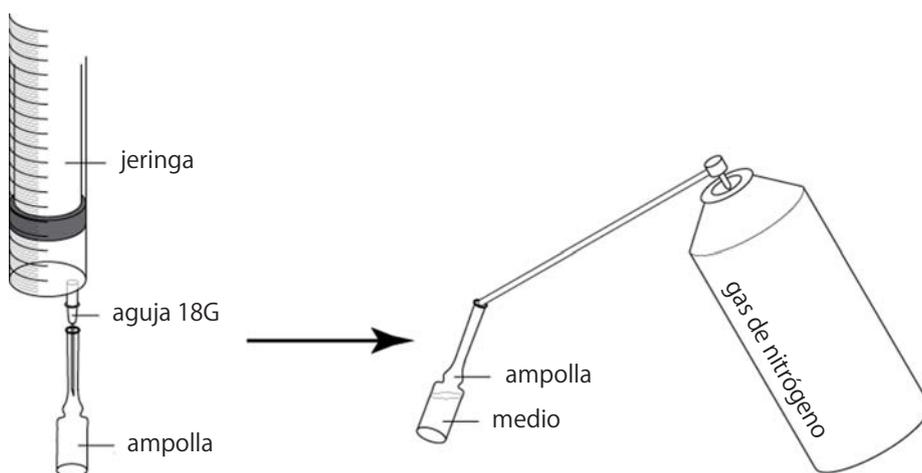
1. Enjuague las ampollas de vidrio solo una vez con agua corriente.
2. Enjuague las ampollas 2 veces con agua destilada.
3. Esterilice las ampollas por calor a 180°C durante 3 horas.

#### Encendido

1. Abra la llave del gas y encienda el sellador de ampollas de doble boca.
2. Ajuste las llamas del sellador de ampollas para que la llama sea azul.

#### Sellando las ampollas

1. Agregue la cantidad apropiada de medio a cada ampolla.
2. Introduzca el gas de nitrógeno en la ampolla e inmediatamente selle la punta de la misma usando las llamas del sellador. Repita con todas las ampollas restantes.



[Llenado de ampollas con medio] No. 20-01 

## 8-2 Tabla de composición de medios

### mHTF

#### Formula del mHTF

Nombre del compuesto	mg/100 mL*	Vendedor	Número de catalogo
NaCl	593.8	Sigma	S 5886
KCl	35.0	Sigma	P 5405
MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O	4.9	Sigma	M 2773
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	5.4	Sigma	P 5655
CaCl <sub>2</sub>	57.0	Sigma	C 5670
NaHCO <sub>3</sub>	210.0	Sigma	S 5761
Glucose	50.0	Sigma	G 6152
Na-lactate**	0.34 mL	Sigma	L 7900
Na-Pyruvate	3.7	Sigma	P 4562
Penicillin G	7.5	Sigma	P 7794
Streptomycin	5.0	Sigma	S 1277
<b>BSA</b> (Albumin, Bovine serum Fraction V Fatty Acid-Free)	400	<b>MERCK/ ALBIOCEM</b>	126575
<b>0.5% phenol red</b>	<b>0.04 mL</b>	<b>Sigma</b>	<b>P 0290</b>

\*Agua para transferencia embrionaria; Sigma W1503

\*\*Ensayo; 70%

El mHTF se envasa en ampollas oscuras y almacena a 4°C .

### Referencias

1. Kito S., Hayao T., Noguchi-Kawasaki Y., Ohta Y., Hideki U., and Tateno S. 2004. Improved *in vitro* fertilization and development by use of modified human tubal fluid and applicability of pronucleate embryos for cryopreservation by rapid freezing in inbred mice. *Comp. Med.* 54(5): 564-570.

## Hialuronidasa

### Composición de la hialuronidasa

Prepare una solución de stock al 1% como se indica abajo. Esterilize por filtración en y guardelo en alicuotas de 100  $\mu\text{L}$  a  $-20^{\circ}\text{C}$ . Antes de usar, diluya la solución de stock 10 veces. Ej.: agregue 20  $\mu\text{L}$  de la solución de stock (1%) a la gota de 200  $\mu\text{L}$  de mHTF que contiene los ovocitos para obtener una solución diluida al 0.1%.

Nombre del compuesto	mg*	Vendedor	Número de catalogo
Hialuronidasa	10	Sigma	H 3506

\*mg/mL en mHTF

**Sacarosa 0.3 M (BSA-)****Composición de la sacarosa 0.3M (BSA -)**

Nombre del compuesto	mg*	Vendedor	Número de catalogo
Sacarosa	2053.8	Sigma	S 1888

\*mg/20mL en PB1

**Composición del PB1 (BSA-)**

Nombre del compuesto	mg/100 mL*	Vendedor	Número de catalogo
NaCl	800.0	Sigma	S 5886
KCl	20.0	Sigma	P 5405
CaCl <sub>2</sub>	12.0	Sigma	C 5670
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	20.0	Sigma	P 5655
MgCl <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O	10.0	Sigma	M 2393
Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	115.0	Sigma	S 5136
Na-Pyruvate	3.6	Sigma	P 4562
Glucose	100.0	Sigma	G 6152
Penicillin	7.5	Sigma	P 7794
Streptomycin	5.0	Sigma	S 1277

\*Agua para transferencia embrionaria; Sigma W1503

La sacarosa 0.3M (BSA-) se envasa en ampollas oscuras y se almacena a 4°C .

## 0.3 M Sucrose (BSA +)

## Composición del 0.3 M sucrose (BSA+)

Nombre del compuesto	mg*	Vendedor	Número de catalogo
Sucrose	2053.8	Sigma	S 1888

\*mg/20 mL en PB1

## Composición del PB1(BSA+)

Nombre del compuesto	mg/100 mL*	Vendedor	Número de catalogo
NaCl	800.0	Sigma	S 5886
KCl	20.0	Sigma	P 5405
CaCl <sub>2</sub>	12.0	Sigma	C 5670
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	20.0	Sigma	P 5655
MgCl <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O	10.0	Sigma	M 2393
Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	115.0	Sigma	S 5136
Na-Pyruvate	3.6	Sigma	P 4562
Glucose	100.0	Sigma	G 6152
Penicillin	7.5	Sigma	P 7794
Streptomycin	5.0	Sigma	S 1277
BSA	300.0	Sigma	A 4378

\*Agua para transferencia embrionaria; Sigma W1503

La sacarosa 0.3M (BSA+ ) se envasa en ampollas oscuras y se almacena a 4°C .

## KSOM/AA

## Composición del KSOM/AA

Nombre del compuesto	mg/100 mL*	Vendedor	Número de catalogo
NaCl	555.0	Sigma	S 5886
KCl	18.5	Sigma	P 5405
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	4.75	Sigma	P 5655
MgSO <sub>4</sub> • 7H <sub>2</sub> O	4.95	Sigma	M 2773
CaCl <sub>2</sub> • 2H <sub>2</sub> O	25.0	Sigma	C 7902
NaHCO <sub>3</sub>	210.0	Sigma	S 5761
Glucose	3.6	Sigma	G 6152
Na-Pyruvate	2.2	Sigma	P 4562
DL-Lactic Acid sodium salt	0.174 mL	Sigma	L 1375
10 mM EDTA	100 µL	Sigma	E 6635
Streptomycin	5.0	Sigma	S 9137
Penicillin	6.3	Sigma	P 7794
0.5% phenol red	0.1 mL	Sigma	P 0290
L-Glutamine	14.6	Sigma	G 8540
MEM Essential Amino Acids solution	1.0 mL	GIBCO	11130-051
MEM Non-essential Amino acid solution	0.5 mL	Sigma	M 7145
BSA	100.0	Sigma	A 4378

\*Agua para transferencia embrionaria; Sigma W1503

KSOM/AA se envasa en ampollas oscuras y se almacena a 4°C .

## Referencias

1. Lawitts J. A., and Biggers J. D. 1993. Culture of preimplantation embryos. *Methods Enzymol.* 225:153-164.

## Sacarosa 0.8M

## Composición de la sacarosa 0.8M

Nombre del compuesto	mg*	Vendedor	Número de catalogo
Sucrose	5476.8	Sigma	S 1888

\*mg/20 mL en PB1

## Composición del PB1

Nombre del compuesto	mg/100 mL*	Vendedor	Número de catalogo
NaCl	800.0	Sigma	S 5886
KCl	20.0	Sigma	P 5405
CaCl <sub>2</sub>	12.0	Sigma	C 5670
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	20.0	Sigma	P 5655
MgCl <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O	10.0	Sigma	M 2393
Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	115.0	Sigma	S 5136
Na-Pyruvate	3.6	Sigma	P 4562
Glucose	100.0	Sigma	G 6152
Penicillin	7.5	Sigma	P 7794
Streptomycin	5.0	Sigma	S 1277
BSA	300.0	Sigma	A 4378

\*Agua para transferencia embrionaria; Sigma W1503

La sacarosa 0.8M se envasa en ampollas oscuras y se almacena a 4°C .

## PB1

## Composición del PB1

Nombre del compuesto	mg/100 mL*	Vendedor	Número de catalogo
NaCl	800.0	Sigma	S 5886
KCl	20.0	Sigma	P 5405
CaCl <sub>2</sub>	12.0	Sigma	C 5670
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	20.0	Sigma	P 5655
MgCl <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O	10.0	Sigma	M 2393
Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	115.0	Sigma	S 5136
Na-Pyruvate	3.6	Sigma	P 4562
Glucose	100.0	Sigma	G 6152
Penicillin	7.5	Sigma	P 7794
Streptomycin	5.0	Sigma	S 1277
BSA	300.0	Sigma	A 4378

\*Agua para transferencia embrionaria; Sigma W1503

PB1 se envasa en ampollas oscuras y se almacena a 4°C .

**DMSO 1M****Composición del DMSO1M**

Nombre del compuesto	mL*	Vendedor	Número de catalogo
DMSO	1.56	Sigma	D 2650
PB1	18.44	-	-

\*Volumen final: 20mL

**Composición del PB1**

Nombre del compuesto	mg/100 mL*	Vendedor	Número de catalogo
NaCl	800.0	Sigma	S 5886
KCl	20.0	Sigma	P 5405
CaCl <sub>2</sub>	12.0	Sigma	C 5670
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	20.0	Sigma	P 5655
MgCl <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O	10.0	Sigma	M 2393
Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	115.0	Sigma	S 5136
Na-Pyruvate	3.6	Sigma	P 4562
Glucose	100.0	Sigma	G 6152
Penicillin	7.5	Sigma	P 7794
Streptomycin	5.0	Sigma	S 1277
BSA	300.0	Sigma	A 4378

\*Agua para transferencia embrionaria; Sigma W1503

El DMSO 1M se envasa en ampollas oscuras y se almacena a 4°C .

**DAP213****Método de preparación del DAP213**

1. Primero se preparan la solución A y la solución B para que estén totalmente disueltas.
2. Se mezclan volúmenes iguales de A y B para obtener el DAP213.

**Solución A**

Nombre del compuesto	mL*	Vendedor	Número de catalogo
PB1	2.3088	-	-
DMSO	3.1252	Sigma	D 2650
Propylene glycol (PG)	4.556	Sigma	134368

**Atención**

La solución puede volverse opaca cuando se le agrega el DMSO.

**Solution B**

Nombre del compuesto	mg*	Vendedor	Número de catalogo
Acetamide (AA)	1181.4	Sigma	A 0500

\*mg/10 mL en PB1

**Composición del PB1**

Nombre del compuesto	mg/100 mL*	Vendedor	Número de catalogo
NaCl	800.0	Sigma	S 5886
KCl	20.0	Sigma	P 5405
CaCl <sub>2</sub>	12.0	Sigma	C 5670
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	20.0	Sigma	P 5655
MgCl <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O	10.0	Sigma	M 2393
Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	115.0	Sigma	S 5136
Na-Pyruvate	3.6	Sigma	P 4562
Glucose	100.0	Sigma	G 6152
Penicillin	7.5	Sigma	P 7794
Streptomycin	5.0	Sigma	S 1277
BSA	300.0	Sigma	A 4378

\*Agua para transferencia embrionaria; Sigma W1503

El DAP213 se envasa en ampollas oscuras y se almacena a 4°C .

## Sacarosa 0.25M

## Composición de la sacarosa 0.25M

Nombre del compuesto	mg*	Vendedor	Número de catalogo
Sucrose	1711.5	Sigma	S 1888

\*mg/20 mL en PB1

## Composición del PB1

Nombre del compuesto	mg/100 mL*	Vendedor	Número de catalogo
NaCl	800.0	Sigma	S 5886
KCl	20.0	Sigma	P 5405
CaCl <sub>2</sub>	12.0	Sigma	C 5670
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	20.0	Sigma	P 5655
MgCl <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O	10.0	Sigma	M 2393
Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	115.0	Sigma	S 5136
Na-Pyruvate	3.6	Sigma	P 4562
Glucose	100.0	Sigma	G 6152
Penicillin	7.5	Sigma	P 7794
Streptomycin	5.0	Sigma	S 1277
BSA	300.0	Sigma	A 4378

\*Agua para transferencia embrionaria; Sigma W1503

La sacarosa 0.25M se envasa en ampollas oscuras y se almacena a 4°C.

## mWM

## Composición del mWM

Nombre del compuesto	mg/100 mL*	Vendedor	Número de catalogo
NaCl	640.0	Sigma	S 5886
KCl	35.6	Sigma	P 5405
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	16.2	Sigma	P 5655
MgSO <sub>4</sub> • 7H <sub>2</sub> O	29.4	Sigma	M 7774
NaHCO <sub>3</sub>	190.0	Sigma	S 5761
Glucose	100.0	Sigma	G 6152
Na-Pyruvate	2.5	Sigma	P 4562
Ca-lactate pentahydrate	46.0	Sigma	C 8356
Streptomycin	5.0	Sigma	S 1277
Penicillin G	7.5	Sigma	P 7794
0.5% phenol red	0.2 mL	Sigma	P 0290
20 mM 2-ME	10.0 µL	Sigma	M 7522
100 mM EDTA	50.0 µL	Sigma	E 6635
BSA	300.0	Sigma	A 4378

\*Agua para transferencia embrionaria; Sigma W1503

El mWM se envasa en ampollas oscuras y se almacena a 4°C .



Todos los videos de este manual se encuentran en la memoria extraíble USB/DVD. Si tiene alguna pregunta, por favor no dude en contactarnos.

**Contacto:**

Cosmo Bio Co., Ltd.

International Sales Dept.

Toyo-Ekimae Bldg., 2-20, Toyo 2-Chome, Koto-ku, Tokyo 135-0016, Japan

Tel: +81-3-56329617

Fax: +81-3-56329618

Email: [export@cosmobio.co.jp](mailto:export@cosmobio.co.jp)

Web: [www.cosmobio.com](http://www.cosmobio.com)

# FERTIUP®

Crioprotector  
Medio de pre-incubación

# CARD MEDIUM®

Medio de Fertilización in vitro de ratón

**Baja FIV? FERTIUP® le permitirá mejorar!!**



FERTIUP® MS CPA  
KYD-001-EX



FERTIUP® MS PM  
KYD-002-EX

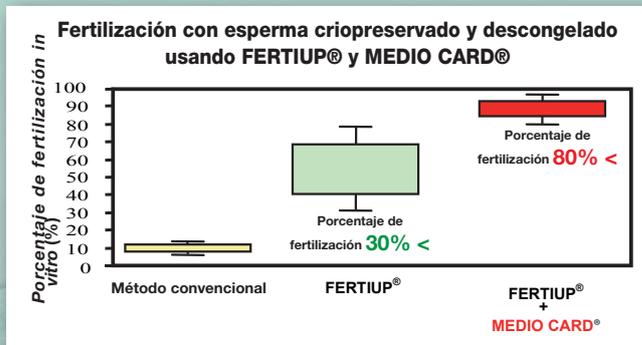


CARD MEDIUM®  
KYD-003-EX

FERTIUP® y el MEDIO CARD® son valiosos compuestos para mejorar la recuperación del esperma de ratón congelado y mejorar la eficiencia de la fertilización in vitro del ratón de laboratorio.

El uso combinado del crioprotector FERTIUP® y el medio de pre-incubación FERTIUP® junto con el MEDIO CARD® de fertilización de ratón ofrece los siguientes beneficios:

- Porcentajes de fertilización sobre el 80%
- Mejora el manejo de los animales transgénicos
- Reduce el tiempo de expansión de la colonia
- Producción eficiente con líneas difíciles de criar
- Reduce el trabajo, las instalaciones y el costo de manutención



Descripción	Cat. No.	Cantidad
<b>FERTIUP® Crioprotector: CPA</b>	KYD-001-EX	1 mL
	KYD-001-EX-X5	5 x 1 mL
	KYD-001-05-EX	0.5 mL
	KYD-001-05-EX-X5	5 x 0.5 mL
<b>FERTIUP® Medio de pre-incubación: PM</b>	KYD-002-EX	1 mL
	KYD-002-EX-X5	5 x 1 mL
	KYD-002-05-EX	0.5 mL
	KYD-002-05-EX-X5	5 x 0.5 mL
<b>MEDIO CARD®</b> El kit incluye 1 ampolla con medio (A), 1 vial con materia en polvo (B), un tubo plástico de 1.5 mL (c), un tubo plástico de 1.5 mL (D), una jeringa descartable de 2.5 mL, 1 aguja, 1 filtro (tamaño de poro: 0.22 µm)	KYD-003-EX	1 kit
<b>Conjunto FERTIUP® PM 1ML-MEDIO CARD®</b> FERTIUP® Medio de pre-incubación: PM (1 mL) x 1 vial, MEDIO CARD® x 1 Kit	KYD-004-EX	1 juego
<b>Conjunto FERTIUP® PM 0.5ML- MEDIO CARD®</b> FERTIUP® Medio de pre-incubación: PM (5 mL) x 1 vial, MEDIO CARD® x 1 Kit	KYD-005-EX	1 juego

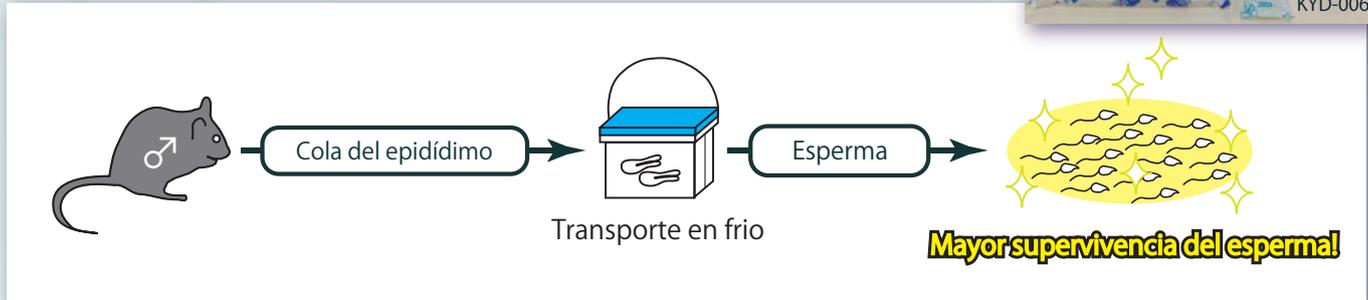
## Kit para transporte en frío

Especialmente designado para un transporte económico y seguro de los epidídimos y embriones de ratón a bajas temperaturas.

- Reduce el costo de transporte de ratones vivos
- Elimina el riesgo de fatalidades o escape de los ratones durante el transporte
- Previene la transmisión de patógenos
- Importante para el rescate por el método de fertilización in vitro de un stock legado de esperma criopreservado



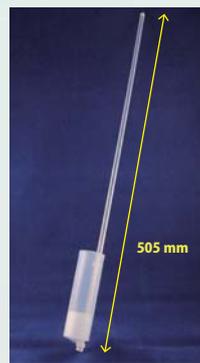
KYD-006-EX



Descripción	Cat. No.	Cantidad
<b>Kit para transporte en frío CARD</b>	KYD-006-EX	1 juego
Caja de transporte de espuma de poliuretano (1 caja), Bolsas refrigerantes (4 grandes, 2 pequeñas), termo (1 botella), caja de papel (1 caja), material protector (1 pieza)		

## FERTIUP® & y MEDIO CARD® productos periféricos

Descripción	Cat. No.	Cantidad
Pajuelas de semen (10 piezas x 10 unidades)	KYD-S020X10	10 pza
Canasta de congelación	KYD-S018	1 unidad
Conector de pajuelas (incluye 5 partes)	KYD-S025	1 pza
Casete triangular corto (10 unidades)	KYD-S021	10 unidad
Casete triangular largo (10 unidades)	KYD-S035	10 unidad
Conjunto de instrumentos para manipular embriones	KYD-S036	1 juego
Capilares de vidrio 20 Pzas	KYD-S037	1 juego
Mechero APT-3	PHD-APT3-EX	10 unidad



Canastilla de congelado KYD-S018



Conector de pajuelas KYD-S025

Conjunto de instrumentos para la manipulación de embriones KYD-S036



Casete triangular largo KYD-S035



Casete triangular corto KYD-S021



Pajuelas de semen (10 piezas) KYD-S020X10



Mechero APT-3 PHD-APT3-EX



# CARD HyperOva<sup>®</sup>

Reactivo para aumentar la superovulación en ratón



**Crías nacidas por FIV de una sola hembra superovulada con CARD HyperOva<sup>®</sup>**

**Excelente para FIV.**

**Use HyperOva para obtener más ovocitos ovulados.**

- Aproximadamente 100 ovocitos pueden ser recolectados de una sola hembra C57BL/6J
- Maximiza la eficiencia de la FIV usando HyperOva<sup>®</sup> asociada al medio de criopreservación FERTIUP<sup>®</sup>, medio de pre- incubación FERTIUP<sup>®</sup> y el medio de fertilización in vitro para ratón MEDIO CARD<sup>®</sup>.

CARD  
Center for  
Animal  
Resources and  
Development

Superovulation Reagent for mouse

# CARD HyperOva®

1 mL

Center for  
Animal  
Resources and  
Development

Store at -80°C to -20°C  
For research use only. Not for human or medicinal use.

Cat. No. KYD-010-EX

Manufactured by  
KYUDO CO., LTD.

COSMO BIO



Superovulation Reagent for mouse

# CARD HyperOva®

1 mL x 5

Center for  
Animal  
Resources and  
Development

Store at -80°C to -20°C  
For research use only. Not for human or medicinal use.

Cat. No. KYD-010-EX-X5

Manufactured by  
KYUDO CO., LTD.

COSMO BIO



## Composición:

Una combinación optimizada de anticuerpos anti-inhibina y gonadotrofina corionica equina (eCG)

## Procedimiento de superovulación:

1. Inyecte 0.1-0.2 mL CARD Hyperova i.p en un ratón hembra de 26 a 30 días de edad. (nacimiento = 0)
2. A las 48 horas más tarde las receptoras del HyperOva® CARD se inyectan con 7.5 UI de gonadotrofina corionica humana (hCG) (No se incluye)

## Referencias:

1. Takeo T., Nakagata N. 2015. Superovulation using the combined administration of inhibin antiserum and equine chorionic gonadotropin increases the number of ovulated oocytes in C57BL/6 female mice. *PLoS ONE* **10**(5): e0128330. doi:10.1371/journal.pone.0128330
2. Takeo T., Nakagata N. 2016. Immunotherapy using inhibin antiserum enhanced the efficacy of equine chorionic gonadotropin on superovulation in major inbred and outbred mice strains. *Theriogenol.* doi:10.1016/j.theriogenology.2016.04.076

Descripción	Cat. No.	Cantidad	Almacenamiento
CARD HyperOva®	KYD-010-EX	1 mL	-20°C
	KYD-010-EX-X5	5x1 mL	-20°C

Envío: Nieve carbónica (Hielo seco)



COSMO BIO Co., LTD.

Búsqueda!

card hyperova



# Líquidos y medios para Vitricación/ descongelado/ Para la manipulación de embriones de rata y ratón

## Para ratón

Descripción	Aplicación	Cat. No.	Cantidad	Almacenaje
HTF	Fertilización <i>in vitro</i>	CSR-R-B070	10 x 2 mL	4°C
HTF	Fertilización <i>in vitro</i>	CSR-R-B071	10 x 5 mL	4°C
mHTF	Fertilización <i>in vitro</i>	KYD-008-02-EX	1 x 2 mL	4°C
mHTF	Fertilización <i>in vitro</i>	KYD-008-02-EX-X5	5 x 2 mL	4°C
mHTF	Fertilización <i>in vitro</i>	KYD-008-05-EX	1 x 5 mL	4°C
mHTF	Fertilización <i>in vitro</i>	KYD-008-05-EX-X3	3 x 5 mL	4°C
KSOM	Cultivo <i>in vitro</i>	CSR-R-B074	10 x 2 mL	4°C
KSOM	Cultivo <i>in vitro</i>	CSR-R-B075	10 x 5 mL	4°C
mWM	Cultivo <i>in vitro</i>	CSR-R-B081	10 x 5 mL	4°C
0.25M sucrose	Congelado- descongelado	CSR-R-Y077	10 x 2 mL	4°C
0.25M sucrose	Congelado- descongelado	CSR-R-Y078	10 x 5 mL	4°C
1M DMSO	Criopreservación	CSR-R-T072	10 x 2 mL	4°C
DAP213	Criopreservación	CSR-R-T073	10 x 1 mL	4°C

## Para rata

Descripción	Aplicación	Cat. No.	Cantidad	Almacenaje
mR1ECM	Cultivo <i>in vitro</i>	CSR-R-M174	10 x 5 mL	4°C
mR1ECM	Cultivo <i>in vitro</i>	CSR-R-M191	10 x 2 mL	4°C

## Para manipulación del embrión

Descripción	Aplicación	Cat. No.	Cantidad	Almacenaje
M2	Manipulación <i>in vitro</i>	CSR-R-M083	10 x 2 mL	4°C
M2	Manipulación <i>in vitro</i>	CSR-R-M084	10 x 5 mL	4°C
PB1	Manipulación <i>in vitro</i>	CSR-R-P183	10 x 5 mL	4°C
PB1	Manipulación <i>in vitro</i>	CSR-R-P185	10 x 2 mL	4°C
P10	Criopreservación	CSR-R-P186	10 x 2 mL	4°C
PEPeS	Criopreservación	CSR-R-P187	10 x 1 mL	4°C

