

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

UNIDAD XOCHIMILCO

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD DEPARTAMENTO EL
HOMBRE Y SU AMBIENTE

LICENCIATURA EN BIOLOGÍA

REPORTE DE CONCLUSIÓN DEL SERVICIO SOCIAL
POR ACTIVIDADES RELACIONADAS CON LA PROFESIÓN

**EVALUACIÓN DE LA EXPRESIÓN DE PROTEÍNAS RENALES EN
MUESTRAS OBTENIDAS DE RIÑONES DE RATONES
TRANSGÉNICOS**

QUE PRESENTA LA ALUMNA:

Julieta Lorena Díaz Arteaga

Matrícula:
2212034816

ASESORES

M en EA Ezel Jacome Galindo Pérez
No. Eco. 44093

Dpto. El Hombre y su Ambiente, Universidad Autónoma Metropolitana
Unidad Xochimilco

Dra. María de Jesús Chávez Canales (No. Cédula: 6925078)
Laboratorio de Fisiología Experimental. Unidad de Investigación UNAM-INC,
Instituto Nacional de Cardiología “Ignacio Chávez” e Instituto de Investigaciones
Biomédicas, UNAM

CDMX
Noviembre, 2025

ÍNDICE

1. RESUMEN.....	3
2. INTRODUCCIÓN	4
3. UBICACIÓN	4
4. MARCO INSTITUCIONAL.....	5
5. OBJETIVO GENERAL.....	5
5.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	5
6. ACTIVIDADES REALIZADAS.....	6
6.1 Manejo y cuidado de ratones transgénicos	6
6.2 Preparación y manejo de soluciones y reactivos	6
6.3 Lisis de tejido renal y obtención de proteínas	7
6.4 Cuantificación BCA	7
6.5 Electroforesis de proteínas SDS-PAGE	8
6.6 Técnica de Western blot	9
7. HABILIDADES DESARROLLADAS	11
8. REFERENCIAS	12
9. VISTO BUENO DE LOS ASESORES.....	13

1. RESUMEN

El presente informe final describe las actividades realizadas durante el servicio social efectuado del 19 de mayo al 19 de noviembre de 2025 en el Laboratorio de Fisiología Experimental de la Unidad de Investigación UNAM-INC, dentro del Instituto Nacional de Cardiología “Ignacio Chávez”. El objetivo principal del servicio social fue fortalecer la formación profesional mediante el desarrollo de habilidades prácticas en técnicas de biología molecular y bioquímica, enfocadas en el análisis de proteínas renales en modelos de ratones transgénicos. Durante el periodo de trabajo se recibió capacitación certificada en el manejo de animales de experimentación en el Instituto Nacional de Ciencias Médicas y Nutrición “Salvador Zubirán”, lo que permitió realizar actividades de monitoreo, cuidado y manipulación de ratones conforme a la NOM-062-ZOO-1999 y los lineamientos éticos del CICUAL. Dichas habilidades fueron fundamentales para la obtención adecuada de muestras de tejido renal destinadas al análisis molecular. Las actividades técnicas desarrolladas incluyeron la preparación de soluciones y reactivos especializados, la homogeneización y lisis de tejido renal, la obtención y almacenamiento de proteínas, y su cuantificación mediante el ensayo BCA. Asimismo, se ejecutaron procedimientos completos de electroforesis SDS-PAGE y Western blot, desde la separación de proteínas en geles de poliacrilamida hasta su transferencia, bloqueo, incubación con anticuerpos y revelado mediante quimioluminiscencia en el sistema ChemiDoc™. Estas metodologías permitieron evaluar la expresión de proteínas involucradas en mecanismos clave del transporte iónico renal, como NCC, pNCC, SPAK, pSPAK y γ ENaC, componentes fundamentales para comprender procesos relacionados con el equilibrio hidroelectrolítico y la fisiopatología renal. La participación en estas actividades no solo fortaleció la formación técnica y científica, sino que también contribuyó al desarrollo de proyectos de investigación biomédica orientados al entendimiento de enfermedades renales, las cuales representan un reto creciente para los sistemas de salud. Finalmente, el servicio social favoreció la integración en un entorno de investigación real, fomentó el trabajo ético y responsable con modelos animales, y permitió aplicar conocimientos teóricos adquiridos en la licenciatura a situaciones experimentales concretas. Esta experiencia consolidó competencias profesionales esenciales para el ejercicio de la biología en ámbitos académicos, clínicos y de investigación.

Palabras clave: proteínas renales, Western blot, SDS-PAGE, ratones transgénicos, biología molecular.

2. INTRODUCCIÓN

El estudio de los mecanismos celulares y moleculares que regulan la función renal es fundamental para comprender diversas enfermedades crónicas que afectan al organismo. El riñón participa en la homeostasis del equilibrio hidroelectrolítico, la regulación de la presión arterial y la eliminación de desechos metabólicos; funciones que dependen de la expresión y actividad de proteínas especializadas (Lozano-Ruiz *et al.*, 2024). Por ello, el análisis molecular de proteínas renales es una herramienta clave para entender tanto procesos fisiológicos como alteraciones relacionadas con patologías.

Los modelos murinos transgénicos constituyen un recurso experimental indispensable para estudiar la función de genes específicos y su relación con enfermedades humanas, incluyendo trastornos renales y metabólicos (Kubista *et al.*, 2022). Estos modelos permiten evaluar la expresión génica y proteica de manera controlada, ofreciendo información relevante para el desarrollo de estrategias diagnósticas y terapéuticas (García Trejo y Ortega, 2022).

En el ámbito biomédico, técnicas como la electroforesis en gel de poliacrilamida (SDS-PAGE) y el Western blot se han consolidado como herramientas esenciales para la separación, detección y cuantificación de proteínas. Su uso facilita el análisis de proteínas transportadoras, quinasas reguladoras y otros componentes claves en la función renal (Mahmood y Yang, 2012). Estas metodologías, combinadas con protocolos de extracción adecuados, permiten obtener resultados reproducibles y de alta calidad en estudios moleculares (Wang *et al.*, 2018; Walker, 2019).

Además, las enfermedades renales representan un desafío creciente para la salud pública, ya que afectan significativamente la calidad de vida y pueden derivar en complicaciones severas. Comprender sus mecanismos a nivel molecular es indispensable para proponer estrategias de prevención, diagnóstico y tratamiento más eficaces (Chen *et al.*, 2024; Das *et al.*, 2021).

En este contexto, el servicio social realizado me permitió integrar conocimientos teóricos de la licenciatura con habilidades prácticas adquiridas en un entorno de investigación real. El trabajo en el Laboratorio de Fisiología Experimental fortaleció mi formación en técnicas de biología molecular y en el manejo de modelos animales, contribuyendo al estudio de proteínas renales relevantes para la fisiología y patología del riñón. Esta experiencia favoreció tanto mi desarrollo académico como mi participación en proyectos con impacto potencial en el área biomédica.

3. UBICACIÓN

Las actividades se desarrollarán en el Laboratorio de Fisiología Experimental de la Unidad de Investigación UNAM-INC, dentro del Instituto Nacional de Cardiología “Ignacio Chávez”, localizado en Juan Badiano No. 1, Sección 16 de Belisario Domínguez, alcaldía Tlalpan, Ciudad de México, C.P. 14080.

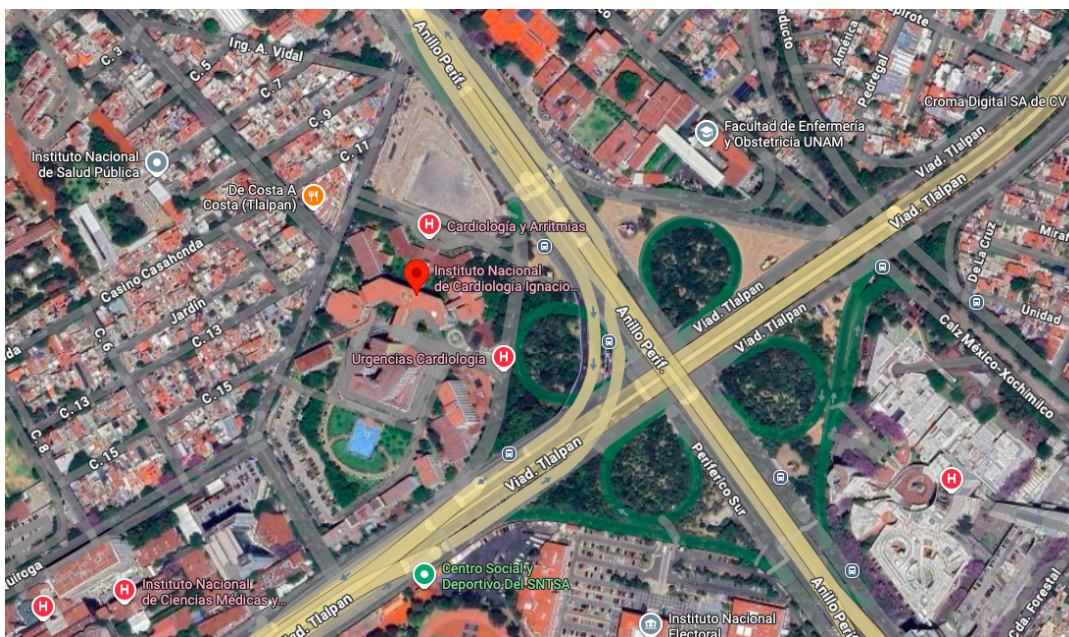


Figura 1. Ubicación del Instituto Nacional de Cardiología “Ignacio Chávez”. Mapa de localización del Instituto Nacional de Cardiología “Ignacio Chávez” en la Ciudad de México, mostrando la dirección en Juan Badiano No. 1, Sección 16 de Belisario Domínguez, alcaldía Tlalpan.

4. MARCO INSTITUCIONAL

El servicio social se realizó en el Laboratorio de Fisiología Experimental de la Unidad de Investigación UNAM–INC, perteneciente al Instituto Nacional de Cardiología “Ignacio Chávez” y vinculado al Instituto de Investigaciones Biomédicas (IIBO) de la UNAM. Estas instituciones se distinguen por su compromiso con el estudio de procesos biológicos, biomédicos y clínicos, así como por su labor formativa y de impacto social.

La misión del IIBO es estudiar fenómenos biológicos y biomédicos en los niveles molecular, bioquímico, celular, orgánico y poblacional. A través de este trabajo, busca impulsar el desarrollo científico, fortalecer la enseñanza y difundir la ciencia en México, con la finalidad de promover un avance saludable a nivel nacional e internacional.

Su visión es consolidarse como una institución que no solo realice investigación de excelencia y forme a los investigadores del futuro, sino que además mantenga un fuerte compromiso social orientado al mejoramiento de la educación y de las condiciones de salud de la población mexicana.

5. OBJETIVO GENERAL

Evaluar la expresión de proteínas renales en muestras de riñones de ratones transgénicos mediante técnicas de biología molecular y bioquímica.

5.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Realizar el manejo y monitoreo básico de ratones transgénicos en el bioterio, asegurando su bienestar y condiciones adecuadas para la obtención de muestras.

- Preparar soluciones experimentales ajustando concentración, pH y osmolaridad, de acuerdo con los requerimientos de los protocolos de laboratorio.
 - Identificar transgenes en ratones mediante la extracción de ADN de biopsias de ratones transgénicos
 - Analizar la expresión de proteínas renales mediante extracción, cuantificación, separación por SDS-PAGE y detección mediante ensayos tipo Western Blot.
-

6. ACTIVIDADES REALIZADAS

6.1. Manejo y cuidado de ratones transgénicos

Participé activamente en el cuidado y supervisión de los animales de experimentación, realizando revisiones periódicas de su alimentación, hidratación y bienestar general conforme a los protocolos establecidos. El mantenimiento se llevaba a cabo dos veces por semana, los martes y los viernes. Los ratones se encontraban alojados en cuartos con sistemas de iluminación cronometrada, configurados con un ciclo de luz inversa de 12/12 horas, lo que permitía mantener condiciones ambientales controladas y adecuadas para su desarrollo.

Dentro de las actividades rutinarias, me encargaba de la limpieza y acondicionamiento de las cajas, lo cual incluía el cambio de aserrín y de los materiales de enriquecimiento ambiental, como periódico, cartón y juguetes diseñados para favorecer la estimulación y reducir el estrés. Asimismo, se les proporcionaba alimento y agua adicionales, asegurando su adecuado estado fisiológico. Todas estas tareas se realizaban siguiendo los lineamientos del Comité Institucional para el Cuidado y Uso de Animales de Laboratorio (CICUAL), garantizando un manejo responsable y ético.

Como parte de las actividades en investigación, se realizó la obtención y procesamiento de riñones transgénicos destinados a posteriores análisis proteicos, aplicando técnicas adecuadas para preservar la integridad de las muestras.

Para fortalecer mis habilidades, cursé y obtuve una certificación en manejo de ratones en el Instituto Nacional de Ciencias Médicas y Nutrición “Salvador Zubirán”, donde reforcé conocimientos sobre técnicas de sujeción segura, minimización del estrés animal y principios de bioética en la investigación biomédica.

6.2. Preparación y manejo de soluciones y reactivos

Durante mi servicio social también participé de manera constante en la preparación de soluciones y buffers esenciales para los procedimientos de electroforesis y Western blot, lo cual incluyó la elaboración de buffers de lisis y del buffer Yale, utilizados para la extracción de proteínas renales. Preparé el buffer de corrida (SDS) necesario para la separación de proteínas en geles de poliacrilamida y el buffer de transferencia (TGS con metanol) empleado para la movilización de proteínas a membranas PVDF o nitrocelulosa. Asimismo, preparé TBS-T al 0.2 % para los

lavados de membranas y las soluciones de bloqueo, utilizando leche de bloqueo al 1–10% según los requerimientos experimentales. Estas actividades implicaron el ajuste de pH, cálculos de diluciones, determinación de volúmenes y el manejo adecuado de reactivos sensibles como SDS, acrilamida e inhibidores de proteasas, garantizando la correcta preparación de cada solución para su uso en los experimentos.

6.3. Lisis de tejido renal y obtención de proteínas

Para la obtención de proteínas renales, los tejidos se mantuvieron siempre congelados, utilizando nitrógeno líquido para evitar cualquier descongelamiento prematuro. La lisis únicamente se inició una vez que se añadió el buffer de lisis adecuado (en este caso, buffer Yale), preparado el mismo día o un día antes con inhibidores de proteasas para proteger las proteínas durante la extracción.

Previo al procedimiento, se enfrió la centrífuga y se colocaron todos los materiales en hielo. Cada riñón se pesó y se agregó un volumen de buffer dependiendo el peso del riñón. El tejido se homogeneizó utilizando un Polytron a velocidad máxima (30 000 rpm) por 30 segundos, alternando con reposos de 15 segundos sobre hielo para evitar el sobrecalentamiento. Este proceso se repitió hasta obtener un homogeneizado uniforme. El equipo se limpió entre muestras para evitar contaminación cruzada.

Posteriormente, las muestras homogeneizadas se dejaron reposar durante 30 minutos en hielo para favorecer la lisis química sin exceder dos horas de incubación. Luego, se centrifugaron a 10 000 rpm por 10 minutos a 4 °C. El sobrenadante, que contiene las proteínas solubles, se recuperó cuidadosamente y se dividió en al menos dos alícuotas.

Finalmente, las proteínas se almacenaron a –80 °C, asegurando su estabilidad para las etapas posteriores como cuantificación, SDS-PAGE y Western blot. Este procedimiento permitió obtener extractos proteicos de alta calidad, fundamentales para el análisis molecular de tejidos renales.

6.4. Cuantificación BCA

Después de realizar la lisis y obtener los sobrenadantes proteicos, se llevó a cabo la cuantificación de proteínas totales mediante el ensayo del ácido bicinonínico (BCA), con el objetivo de estandarizar la cantidad de proteína que se cargaría en los geles de acrilamida durante la electroforesis.

Para realizar el ensayo se utilizó un kit comercial (ABP Biosciences), el cual requiere preparar una “working reagent” y una curva estándar usando diluciones de albúmina sérica bovina (BSA) de concentración conocida. Tanto las muestras como las diluciones estándar se colocaron en una microplaca de 96 pozos, se mezclaron con la solución de trabajo y se incubaron durante el tiempo indicado por el fabricante.

Las absorbancias se registraron utilizando un espectrofotómetro BioTek, y los datos fueron analizados con el software Gen5, que permitió generar la curva estándar y posteriormente extrapolar la concentración de proteínas de cada muestra. Esta cuantificación fue esencial para ajustar los volúmenes de muestra y determinar la cantidad apropiada de buffer de carga Laemmli para la etapa posterior de SDS-PAGE.

6.5. Electroforesis de proteínas SDS-PAGE

Para el análisis de proteínas se prepararon geles de poliacrilamida con concentraciones entre 6% y 8%, ajustando tanto el número de pozos como la concentración de acrilamida de acuerdo con la cantidad de muestras y al peso molecular esperado de las proteínas de interés. Además de los geles convencionales, también se emplearon geles stain-free, los cuales contienen compuestos activables por luz UV que permiten visualizar las proteínas directamente en el sistema ChemiDoc™ sin necesidad de realizar tinciones adicionales. Esto facilitó la verificación inmediata de la calidad de la corrida y de la carga de proteínas antes de proceder a la transferencia, como se observa en la Figura 2.

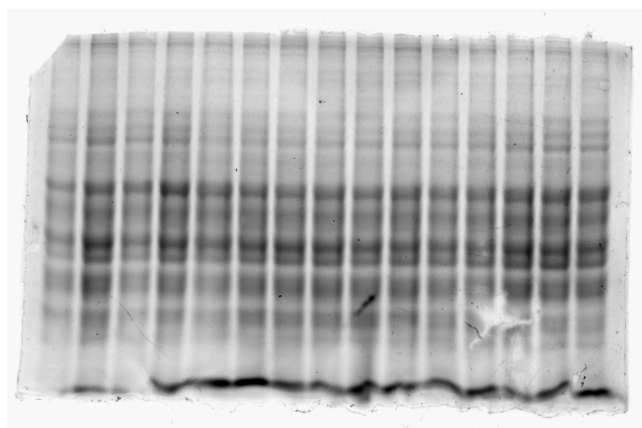


Figura 2. Gel stain-free de proteínas renales . Visualización de proteínas totales obtenidas de tejido renal de ratones transgénicos mediante electroforesis SDS-PAGE en gel stain-free.

Una vez preparados, los geles, incluyendo los stain-free, se montaron en la cámara de electroforesis con los peines orientados hacia el interior. Después, se llenó la cámara con buffer de corrida TGS 1X y se procedió a cargar las muestras junto con el marcador de peso molecular. La corrida se inició a 50–70 V durante aproximadamente 20 minutos, tiempo suficiente para que las proteínas cruzaran el gel concentrador, y posteriormente se aumentó a 120 V, o hasta 120–150 V dependiendo de la proteína, hasta obtener una separación adecuada de las bandas. Durante toda la electroforesis se supervisó que la cámara permaneciera correctamente llena de buffer para asegurar la continuidad eléctrica y la calidad de la separación.

6.6. Técnica de Western blot

- **Transferencia de proteínas**

Tras finalizar la electroforesis, los geles se incubaron brevemente en buffer de transferencia. Las membranas se prepararon dependiendo del material:

- **Nitrocelulosa:** hidratación en agua destilada (5 min)
- **PVDF:** activación en metanol (30 segs) y enjuague posterior

Una vez hidratadas, se montó el “sándwich” de transferencia y se realizó una transferencia semiseca en el Trans-Blot a 14 V durante 40 minutos a 1 hora con 30 minutos, dependiendo del número de membranas que se procesaran. Al finalizar la transferencia, la membrana se dejó secar completamente con la cara de las proteínas hacia arriba para asegurar su estabilidad antes de continuar con los pasos de verificación.

Posteriormente, se realizó la tinción de proteínas con el fin de confirmar que la transferencia se hubiera llevado a cabo de manera adecuada. La tinción aplicada dependió del tipo de membrana empleada. En membranas de nitrocelulosa o en los geles, se utilizó Coomassie, que permite visualizar las bandas proteicas con alta sensibilidad. Cuando únicamente se requería una verificación rápida y reversible, se empleó Ponceau S, que facilita la detección temporal de proteínas sin interferir con el proceso posterior de inmunodetección. En el caso de trabajar con membranas PVDF, se utilizó el Thermo Scientific™ Pierce™ Reversible Protein Stain Kit para membranas de PVDF, diseñado específicamente para dicho material y que proporciona una visualización clara sin afectar la posterior incubación con anticuerpos. Esta etapa fue fundamental para asegurar la calidad de la transferencia antes de proceder con el bloqueo y la detección por Western blot, como se muestra en la Figura 3.

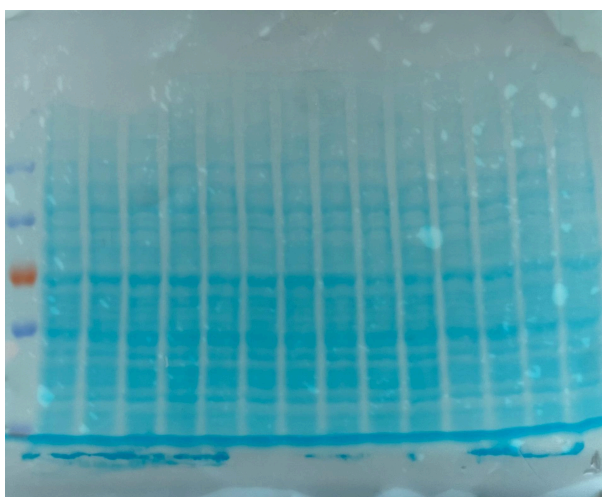


Figura 3. Membrana PVDF teñida tras transferencia de proteínas . Membrana de PVDF activada en metanol y teñida con el Thermo Scientific™ Pierce™ Reversible Protein Stain Kit para confirmar la correcta transferencia de proteínas desde el gel de poliacrilamida.

Finalmente, las membranas se etiquetaron correctamente con una pluma, para después continuar con el bloqueo y revelación.

- **Bloqueo de membranas**

Una vez finalizada la transferencia, fue necesario bloquear la membrana para impedir que los anticuerpos se unieran de manera inespecífica a su superficie. Para este paso se empleó una solución de leche de bloqueo al 10 % en TBS-T 0.2 %, la cual recubre los espacios libres de la membrana con proteínas que no interfieren con el reconocimiento del anticuerpo. Después de mantener la membrana en la solución bloqueadora entre 10 y 30 minutos a temperatura ambiente, se realizaron lavados con TBS-T para retirar el exceso de bloqueador.

- **Incubación con anticuerpos**

Los anticuerpos primarios (AB1) utilizados en Western blot pueden ser producidos en distintas especies hospedadoras, comúnmente conejo (rabbit), ratón (mouse) o borrego (sheep). Por ello, la selección del anticuerpo secundario (AB2) debe corresponder de manera exacta a la especie en la que fue generado el anticuerpo primario: un anticuerpo primario producido en conejo requiere un anti-rabbit, uno proveniente de ratón necesita un anti-mouse y, si el primario fue generado en borrego, debe emplearse un anti-sheep. Esta correspondencia es indispensable para asegurar una unión específica y obtener una señal confiable durante el revelado quimioluminiscente.

Una vez seleccionado el anticuerpo correspondiente, la etapa de detección comenzó con la incubación de las membranas en los anticuerpos primarios dirigidos a pNCC, pSPAK, SPAK, NCC y γ ENaC, proteínas clave en el transporte iónico renal. Esta incubación se realizó durante toda la noche a 4 °C con agitación suave, permitiendo una interacción eficiente y específica entre cada anticuerpo y su antígeno. Al día siguiente, el anticuerpo primario se recuperó y se realizaron múltiples lavados con TBS-T para eliminar cualquier fracción no unida.

Posteriormente, se incubaron las membranas con el anticuerpo secundario correspondiente, conjugado con HRP para permitir la detección mediante quimioluminiscencia. Tras una incubación de aproximadamente hora y media a temperatura ambiente, se efectuaron nuevos lavados rigurosos para reducir el fondo y asegurar la claridad de la señal antes de proceder al revelado.

Posteriormente, la membrana se incubó con el anticuerpo secundario. Tras una incubación de aproximadamente hora y media a temperatura ambiente, se realizaron nuevos lavados para minimizar el fondo de la membrana.

- **Revelado**

Para revelar las proteínas, se aplicó una mezcla 1:1 del sistema SuperSignal™ West Pico PLUS Chemiluminescent Substrate. Finalmente, las membranas se colocaron en el sistema de documentación ChemiDoc™, donde se registró la señal correspondiente a las proteínas detectadas, donde se le pudo sacar una foto de las proteínas que se encontraban en las membranas, además de que también se tomó una foto del colorimétrico.

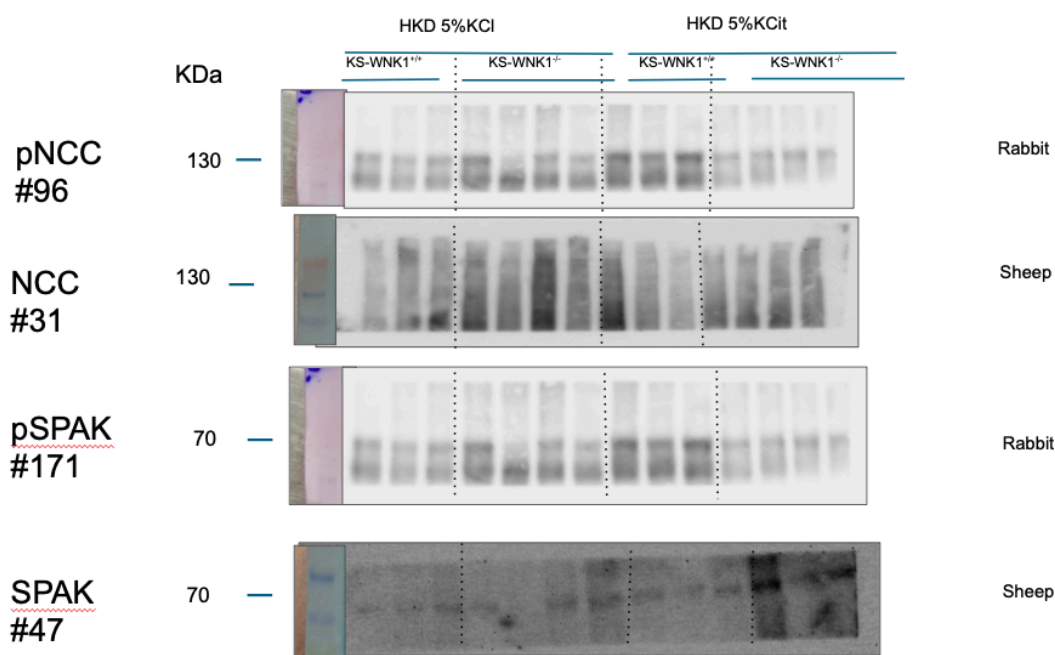


Figura 4. Resultados de Western blot de proteínas renales (SPAK, pSPAK, NCC, pNCC) .Detección específica de proteínas involucradas en el transporte iónico renal mediante la técnica de Western blot. Se muestran las bandas correspondientes a SPAK, pSPAK, NCC y pNCC, reveladas por quimioluminiscencia.

7. HABILIDADES DESARROLLADAS

Las actividades realizadas durante mi servicio social se vinculan directamente con los objetivos de formación de la Licenciatura en Biología, ya que permitieron aplicar conocimientos teóricos en un entorno real de investigación y fortalecer habilidades técnicas en biología molecular y bioquímica. El manejo de ratones transgénicos, la obtención de tejidos y la aplicación de normas éticas facilitaron la comprensión práctica del uso de modelos animales en el estudio de procesos biológicos, integrando de manera efectiva la teoría con el trabajo experimental.

Durante este periodo adquirí competencias esenciales como la preparación de soluciones y reactivos, la lisis de tejido renal, la obtención y cuantificación de proteínas mediante el ensayo BCA, y la ejecución completa de técnicas como SDS-PAGE, transferencia a membranas e inmunodetección por Western blot mediante quimioluminiscencia. Estas actividades reforzaron mi capacidad de análisis de resultados, precisión experimental y resolución de problemas, habilidades fundamentales dentro del perfil profesional del biólogo.

Asimismo, desarrollé destrezas en el manejo de instrumentos especializados, incluyendo micropipetas, el sistema Polytron, espectrofotómetro BioTek y el software Gen5, además de

fortalecer competencias en bioseguridad y manejo adecuado de residuos biológicos. De igual manera, consolidé habilidades relacionadas con el cuidado, la sujeción y la manipulación ética de ratones transgénicos, integrándome de forma eficiente a las actividades cotidianas del laboratorio.

El servicio social contribuyó también al avance de las líneas de investigación del Laboratorio de Fisiología Experimental, al participar en procedimientos orientados al análisis de proteínas renales en modelos murinos. La experiencia obtenida, respaldada por la capacitación formal en el manejo y cuidado de animales de experimentación, fortaleció mi preparación en investigación biomédica y consolidó habilidades acordes a los objetivos formativos establecidos por la UAM-X.

8. REFERENCIAS

1. Alvarado-Madrigal, M. F., Chavarría-Quirós, T., Leiva-Montero, B., y Mora-Román, J. J. (2019). Producción de proteínas recombinantes a partir de animales transgénicos: Sistemas y aplicaciones. *Revista Tecnología en Marcha*, 32(4), 133–144.
2. Chang, R. (2010). *Fundamentos de química* (10ª ed.). McGraw-Hill.
3. Chen, Y., Zhang, F., Wang, Q., *et al.* (2024). [Referencia faltante en tu documento. Revisa si tienes el artículo completo para agregarlo correctamente].
4. Das, S., Dutta, R., & Chakrabarti, S. (2021). DNA extraction and purification: Advances in techniques and automation. *Methods in Molecular Biology*, 2250, 23–35.
5. Fierro, F. F. (2014). Electroforesis de ADN. En *Herramientas moleculares aplicadas en ecología: aspectos teóricos y prácticos*, 27.
6. García Trejo, J. J., & Ortega, R. (2022). Inmunotransferencia de geles de proteínas de poliacrilamida tipo Western blot. *Mens Bioquim*, 46, 103–116.
7. Guide for the Care and Use of Laboratory Animals. (2020). National Research Council (US) Committee for the Update of the Guide for the Care and Use of Laboratory Animals. *National Academies Press*.
8. Kubista, M., Andrade, J. M., Bengtsson, M., Forootan, A., Jonák, J., Lind, K., ... y Zoric, N. (2022). The real-time polymerase chain reaction. *Molecular Aspects of Medicine*, 86, 101041. <https://doi.org/10.1016/j.mam.2021.101041>
9. Lozano Ruiz, H., Rueda, A., y Sánchez de la Vega, A. (2024). Estimación del peso molecular de una proteína por electroforesis en un gel de poliacrilamida. *Revista de Educación Bioquímica*, 43(1), 48–51.
10. Mahmood, T., y Yang, P. C. (2012). Western blot: Technique, theory, and trouble shooting. *North American Journal of Medical Sciences*, 4(9), 429–434. <https://doi.org/10.4103/1947-2714.100998>
11. Montalvo Navarro, C. A., & Lugo Flores, M. A. (2016). Electroforesis: fundamentos, avances y aplicaciones. *Epistemus, Universidad Autónoma de Baja California*.
12. Walker, J. M. (2019). *The Protein Protocols Handbook* (4th ed.). Springer.
13. Wang, W., Scali, M., Vannozzi, A., Spadafora, A., & Espen, L. (2018). Protein extraction methods shape much of the extracted proteomes. *Frontiers in Plant Science*, 9, 1–10. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00071>
14. Zambrano Ostaiza, A. N., Espinosa López, E., Gómez Baena, G., y Vera Delgado, J. M. (2023). Evaluación de métodos de extracción proteica en alevines de chame (*Dormitator latifrons*) para estudio proteómico. *Revista San Gregorio*, 1(55), 92–106.

9. Visto bueno de asesores



Asesora externa

Dra. María de Jesús Chávez Canales
(No. Cédula: 6925078)
Laboratorio de Fisiología Experimental.
Unidad de Investigación UNAM-INC,
Instituto Nacional de Cardiología "Ignacio
Chávez" e Instituto de Investigaciones Biomédicas,
UNAM



Asesor interno

M. en E.A. Ezel Jacome Galindo Pérez
Departamento del Hombre y su Ambiente
UAM-Unidad Xochimilco
No. Eco: 44093