

Explorando el pasado: el poder de la microscopía y la histología en el estudio de tejidos antiguos

Exploring the Past: The Power of Microscopy and Histology in the Study of Ancient Tissues

Hellen Alexandra Cárdenas Otavo^{abd}, Freddy Rodriguez Saza^{acd}

^a PhyloGenomicsUD - Semillero de Investigación en Filogenética, Evolución y Ciencias Ómicas, Facultad de Ciencias Matemáticas y Naturales, Universidad Distrital Francisco José de Caldas, Colombia

^b Proyecto Curricular Licenciatura en Biología, Facultad de Ciencias y Educación, Universidad Distrital Francisco José de Caldas, Colombia

^c Programa Académico de Biología, Facultad de Ciencias Matemáticas y Naturales, Universidad Distrital Francisco José de Caldas, Colombia

^d Colegio Colombiano de Neurociencias, Colombia

^a hacardenaso@udistrital.edu.co | <https://orcid.org/0009-0006-7278-5865>

^b frrodriguez@udistrital.edu.co | <https://orcid.org/0000-0001-9709-4258>

Citation: Cárdenas Otavo, H. A., Rodríguez Saza, F. (2026). Explorando el pasado: el poder de la microscopía y la histología en el estudio de tejidos antiguos. *Mutis*, 16(2), 1-17. <https://doi.org/10.21789/22561498.2181>

Recibido: 5 de agosto de 2025

Aceptado: 30 de mayo de 2026

Copyright: © 2026 por los autores. Licenciado para *Mutis*. Este artículo es un artículo de acceso abierto distribuido bajo los términos y condiciones de la licencia Creative Commons Attribution (<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>).

RESUMEN

Este artículo revisa el impacto de diferentes técnicas de microscopía e histología en el análisis de tejidos antiguos de humanos, animales, plantas y patógenos. Se observó un incremento notable en publicaciones entre 2000 y 2023, con un enfoque predominante en tejidos óseos y dentales debido a su preservación. Las técnicas avanzadas como la microscopía confocal y la inmunohistoquímica han permitido nuevos avances en tejidos blandos y patógenos. Las regiones más activas en investigación son Europa y América del Norte, mientras que Latinoamérica y África presentan menores contribuciones. A pesar de los avances, se identifican limitaciones relacionadas con la preservación de muestras y la accesibilidad tecnológica.

Palabras clave: microscopía; histología; tejidos antiguos; humanos; Animales; plantas; patógenos; ciencias naturales.

ABSTRACT

This article reviews the impact of different microscopy and histology techniques on the analysis of ancient human, animal, plant, and pathogen tissues. A notable increase in publications was observed between 2000 and 2023, with a predominant focus on bone and dental tissues due to their preservation. Advanced techniques such as confocal microscopy and immunohistochemistry have enabled new advances in the study of soft tissues and pathogens. The most active regions for research are Europe and North America, while Latin America and Africa have made fewer contributions. Despite these advances, limitations related to sample preservation and access to technology have been identified.

Keywords: microscopy; histology; ancient tissues; humans; animals; plants; pathogens; natural sciences.

INTRODUCCIÓN

El desarrollo de la microscopía, la histología y la histopatología ha transformado el estudio de tejidos antiguos de plantas, animales y humanos (Rodríguez, 2019; Hühns et al., 2015). Los múltiples avances en microscopía permiten observar de manera detallada células y estructuras subcelulares preservadas en muestras paleontológicas, arqueológicas, históricas y forenses, proporcionando datos sobre el verdadero estado conservación tisular y bioquímica de moléculas endógenas (Guareschi et al., 2024; Anderson, 2022; Fornaciari, 2018; Aufderheide, 2011; Schopf et al., 2009; Schweitzer, 2008; Capasso et al., 2001). Por su parte, la histología, mediante técnicas de tinción y cortes ultrafinos, ha facilitado la caracterización de tejidos vegetales fosilizados, identificando patrones de crecimiento y respuestas fisiológicas a cambios climáticos (Iniesto, 2018; Collinson, 2011; Wang, 2004). Así mismo, la histología ha sido clave para la diferenciación entre restos óseos de animales y humanos (Treuting et al., 2017; Hillier et al., 2007), mientras que la histopatología ha permitido el diagnóstico retrospectivo de enfermedades antiguas, como infecciones bacterianas, neoplasias y trastornos metabólicos, proporcionando evidencia de la coexistencia entre organismos y patógenos a lo largo del tiempo (Warinner et al., 2014; De Boer, 2013; Ragsdale & Lehmer, 2012; Slaoui & Fiette, 2011; Assis & de Boer, 2022; Schultz, 2001).

Pese a los avances, el análisis histológico y microscópico de muestras biológicas antiguas enfrenta enormes desafíos debido a factores tales como las restricciones para la extracción de muestras de su sitio de origen o de colecciones biológicas para su estudio científico (Branson, 2013), así como a la degradación y la influencia de factores tafonómicos, diagenéticos y ambientales adversos que alteran su composición estructural (Dauphin, 2022; Booth et al., 2022; Delannoy et al., 2018; Keenan, 2016; Assis et al., 2015; Turner-Walker & Jans, 2008). Para superar estas dificultades, se ha propuesto, por un lado, el uso de kits de paleohistología de campo (Branson, 2013) y, por otro, la exploración de metodologías para examinar la conservación histológica o tisular y la preservación bioquímica de moléculas endógenas (Anderson, 2023; Colleary et al., 2022; Kontopoulos, 2018; Henderson et al., 2013; Szpak, 2011; Haynes et al., 2002; Gardner, 2000; Guarino et al., 2000).

Desde sus inicios en el siglo XVII, la microscopía ha experimentado una notable evolución, expandiendo sus capacidades con el desarrollo de tecnologías de alta resolución, tales como la microscopía electrónica, la microscopía confocal y la microscopía de fuerza atómica (AFM), que ofrecen una precisión sin precedentes (Peddie & Collinson, 2014; Alison et al., 2010; Denk & Horstmann, 2004). Si bien la microscopía óptica convencional ha sido la técnica reina en el análisis de muestras biológicas antiguas y de colecciones de museo, en estudios paleopatológicos; por ejemplo, la microscopía electrónica de barrido (SEM) ha permitido caracterizar microestructuras óseas y dentales, facilitando la identificación de patrones de enfermedades en restos humanos antiguos (Assis et al., 2015; Schroeder et al., 2014; De Boer et al., 2013; Brothwell & Pollard, 2001). En ciencias forenses, la SEM, en combinación con la espectrometría de rayos X por dispersión de energía (SEM/EDS), ha sido ampliamente usada en el análisis de diversos tipos de evidencia traza y microvestigios (Vermeij et al., 2012). Del mismo modo, en paleobotánica, la microscopía confocal ha sido fundamental para examinar las estructuras de las paredes celulares en plantas fósiles, preservando detalles que serían imposibles de observar con métodos convencionales (Hsieh et al., 2020; Howard, 2005).

De manera similar, diferentes investigaciones paleontológicas han combinado el uso de microscopía óptica convencional con técnicas avanzadas como la AFM para caracterizar remanentes de fibras de colágeno, vasos sanguíneos y células de vertebrados extintos. Para ello, se utilizan huesos, cartílagos y tendones fosilizados, con énfasis en reptiles, dinosaurios y su clado hermano, las aves (Surmik et al., 2023; Feng et al., 2016). Adicionalmente, los avances tecnológicos como la tomografía computarizada (TC) han transformado el campo al posibilitar la obtención de secciones virtuales de forma no invasiva, facilitando un análisis más detallado y exacto de los tejidos (Sánchez et al., 2012).

El término paleohistología aparece por primera vez en la literatura a principios del siglo XX (Moodle, 1926); sin embargo, la primera definición formal no se presentó solo hasta 1946 (Graf, 1946), describiéndola como “el análisis de secciones microscópicas de antiguos seres humanos y el reconocimiento de tejidos y células en dichas secciones”. Actualmente, la paleohistología se ha consolidado como disciplina y se centra en el análisis microestructural, ultraestructural y nanoestructural de una variedad de antiguas muestras biológicas, empleando para ello una combinación de técnicas de microscopía, histotecnología y nanotecnología (Garland, 1993; Cuccu et al., 2025; Porpora et al., 2022; Anderson, 2022; Rodríguez, 2019).

En lo que respecta a la histotecnología, los métodos tradicionales de tinción, como Hematoxilina y Eosina (H&E), siguen siendo útiles para analizar la arquitectura tisular básica, mientras que enfoques avanzados, como la inmunohistoquímica y la hibridación in situ, permiten detectar proteínas y ácidos nucleicos incluso en condiciones de degradación avanzada (Brönnimann et al., 2020; Fox et al., 1985). Estas técnicas han sido cruciales en la detección de patógenos antiguos, como bacterias y virus, que ofrecen pistas clave sobre la evolución de las enfermedades infecciosas y las respuestas inmunológicas humanas (Greenblatt et al., 2000; Slon et al., 2017).

De este modo, la aplicación combinada de técnicas de microscopía y paleohistología ha permitido avances notables, al proporcionar datos cada vez más precisos respecto a características evolutivas, anatómicas, fisiológicas, metabólicas y moleculares (de Ricqlès, 2011, 1993; Scheyer, 2024; Anderson, 2024; Aailleul et al., 2019; Ghilardi et al., 2016; Lluna-G et al., 2024). Por ejemplo, el análisis de ADN antiguo (aDNA) mediante hibridación in situ fluorescente (FISH) acoplado a microscopía confocal ha mejorado la detección de secuencias genéticas específicas en tejidos conservados (Dabney & Meyer, 2012; Shapiro & Hofreiter, 2014). En el caso de los patógenos antiguos, las herramientas moleculares e histológicas han permitido identificar la presencia de agentes infecciosos en tejidos humanos, revelando patrones de infección y resistencia a enfermedades (Rollo et al., 2002; Nerlich et al., 1997). Sin embargo, los procedimientos histotecnológicos asociados con la investigación en muestras antiguas todavía requieren una mayor estandarización de protocolos para los estudios paleohistológicos (Cuccu et al., 2025) y, a pesar de los avances, la integración de técnicas sigue enfrentando limitaciones.

La preparación de muestras antiguas y/o de colecciones de museo para el análisis microscópico puede comprometer aún más su conservación histológica y la preservación bioquímica, mientras que las condiciones ambientales y la contaminación moderna representan obstáculos importantes (Huisman et al., 2016; Booth, 2016). Por ello, es crucial continuar desarrollando métodos que minimicen el

daño a las muestras y maximicen la recuperación de datos biológicos (Smith et al., 2017; Cooper & Poinar, 2000). En este sentido, vale mencionar que tecnologías como la espectroscopía Raman, la TC y la AFM actualmente ofrecen oportunidades para caracterizar muestras antiguas sin necesidad de preparación invasiva (Campbell et al., 2021; Coates et al., 2019).

A lo largo de este artículo se revisan los avances y aplicaciones de las técnicas de microscopía e histología en el análisis de muestras antiguas de humanos, animales y plantas, así como en la detección de agentes patógenos, destacando las contribuciones clave según el tipo de microscopía, la naturaleza de las muestras analizadas, el grupo de organismos estudiado, las limitaciones técnicas y las perspectivas futuras en el campo.

MATERIALES Y MÉTODOS

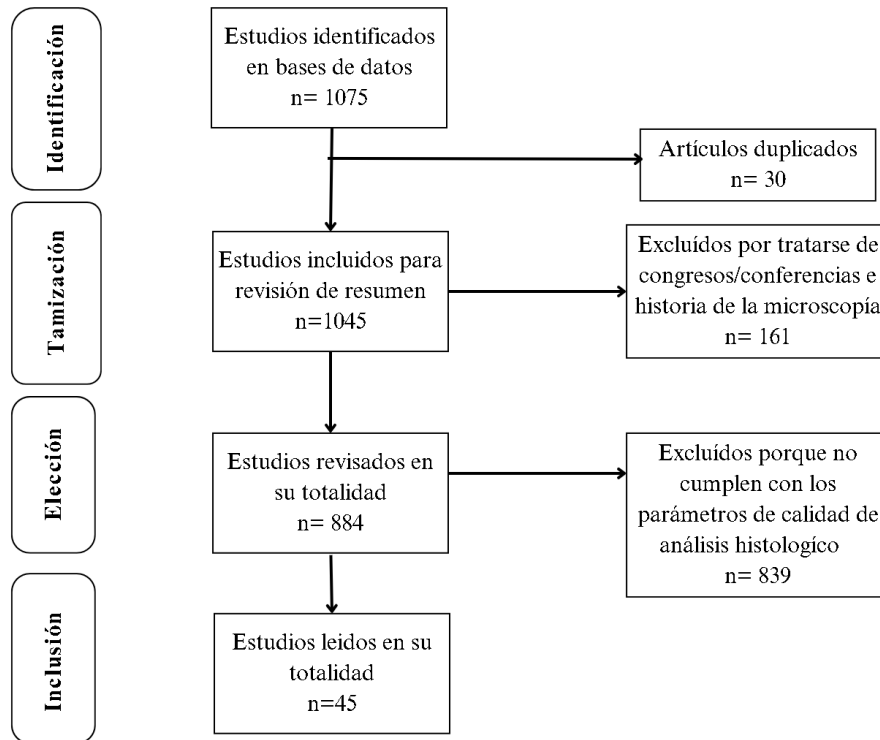
Para llevar a cabo esta revisión sistemática, se realizó una búsqueda exhaustiva en cuatro bases de datos principales: PubMed, Scopus, Web of Science y Google Scholar, abarcando artículos publicados entre 2000 y 2024 que se centraran en el estudio de tejidos antiguos mediante técnicas de microscopía e histotecnología. La investigación se inició con la formulación de la pregunta central: ¿Cuáles han sido las principales contribuciones y avances de las técnicas histológicas y de la microscopía en el análisis de tejidos antiguos?

Se diseñó un protocolo de revisión que incluyó una búsqueda sistemática de literatura, utilizando estrategias específicas con las palabras clave “paleohistology” AND “microscopy” AND “ancient tissues” AND “histology”. Para garantizar la calidad y relevancia de los artículos seleccionados, se establecieron criterios de inclusión y exclusión. Se incluyeron aquellos estudios que analizaran tejidos antiguos mediante técnicas microscópicas y que estuvieran publicados en revistas revisadas por pares. Por otro lado, se excluyeron aquellos que no cumplieran con criterios de calidad metodológica, que no abordaban una metodología histológica, que no ofrecían datos originales o que correspondían a resúmenes de conferencias.

Durante la revisión inicial, se identificaron 1 075 artículos en las bases de datos. Tras eliminar 30 duplicados y descartar 161 estudios que correspondían a resúmenes de congresos o investigaciones sobre la historia de la microscopía, se obtuvieron 884 artículos considerados como pertinentes. Estos fueron revisados en su totalidad para evaluar la aplicación de técnicas microscópicas en su metodología. Dicha revisión constituyó el análisis preliminar, a partir del cual solo 45 estudios fueron seleccionados para el análisis final. El proceso de selección y filtrado de artículos se presenta en el diagrama de flujo de la revisión sistemática (Figura 1).

Posteriormente, se realizó la extracción de datos, recopilando información clave de los estudios seleccionados, como el título, tipo de publicación, año, aplicaciones, tipo de tejido analizado y tipo de microscopio utilizado. Los resultados fueron sintetizados en tablas y figuras, acompañados de una síntesis narrativa que discute los hallazgos en relación con la pregunta de investigación. Además, se examinaron las limitaciones de los estudios revisados y se destacaron sus implicaciones para futuras investigaciones en histología y microscopía aplicadas al análisis de tejidos antiguos.

Figura 1. Flujo de trabajo de la revisión sistemática que muestra la selección de los artículos.



Fuente: Elaboración propia.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El análisis sistemático de la literatura hasta el año 2024 refleja como las técnicas de microscopía e histología han desempeñado un papel central en el estudio de muestras antiguas, destacándose un amplio número de publicaciones distribuidas en artículos (n= 675) y en menor cantidad libros (n=121) y disertaciones (n=45). Como era de esperarse, los resultados demuestran que el tipo de tejido, el organismo estudiado y la modalidad de microscopía e histología empleada varían considerablemente según el objetivo del análisis y la naturaleza de las muestras (Figura 2). Así, el tejido óseo ha sido el más frecuentemente analizado debido a su capacidad de preservación en contextos arqueológicos y paleontológicos, además de su utilidad como modelo para reconstruir hábitos alimenticios, patrones de actividad física y salud en poblaciones humanas y animales antiguas.

Al respecto, los análisis mediante microscopía óptica convencional (Figura 3) y SEM (Figura 4) han permitido estudiar las microestructuras normales y alteradas del hueso, tales como osteonas, canales haversianos y la densidad ósea, proporcionando información detallada sobre enfermedades metabólicas como la osteoporosis y otras patologías relacionadas con la dieta, así como también sobre procesos tafonómicos postmortem que afectaron el tejido óseo (Rühli et al., 2007; Schroeder et al., 2014). Además, los estudios histológicos tradicionales, utilizando tinciones como la tricrómica de Masson o la tinción de Feulgen (Figura 5), han permitido analizar las remodelaciones óseas asociadas a fracturas y procesos

degenerativos, tanto en humanos como en animales (Hillson, 2005; Pinhasi et al., 2015).

El tejido dental también ocupa un lugar destacado en los estudios de microscopía e histología especialmente por su capacidad de preservar biomoléculas y rastros de desgaste. A través de técnicas como el SEM y la microscopía confocal, se han identificado patrones de abrasión en el esmalte que revelan hábitos dietéticos y tecnológicos en poblaciones antiguas (Hillson, 2005; Smith et al., 2017). Por ejemplo, estudios recientes han identificado marcas específicas en dientes humanos que reflejan el uso de herramientas para preparar alimentos, lo que sugiere un conocimiento técnico avanzado en grupos prehistóricos. Además, el análisis histológico de la dentina ha permitido identificar líneas de crecimiento interrumpidas, conocidas como líneas de estrés de Retzius, que se asocian con eventos fisiológicos extremos como enfermedades o desnutrición (Fitzhugh et al., 2019).

Aunque menos comunes, los tejidos blandos también han sido objeto de estudio, especialmente en momias humanas y animales. La preservación de estos tejidos ha permitido analizar enfermedades infecciosas y procesos patológicos en mayor profundidad. La microscopía confocal, en combinación con técnicas de inmunohistoquímica, ha sido utilizada para identificar proteínas específicas, como colágeno y elastina, en momias egipcias y sudamericanas (Nerlich et al., 1997; Greenblatt et al., 2000). Estos estudios han proporcionado evidencia directa de enfermedades como la tuberculosis y la sífilis, lo que permite rastrear la evolución de estas infecciones en diferentes períodos históricos. En casos excepcionales, el uso de técnicas avanzadas como la hibridación in situ fluorescente (FISH) ha permitido identificar material genético de patógenos, como el ADN de *Yersinia pestis* en restos humanos de la Edad Media (Bos et al., 2011; Schuenemann et al., 2013).

En investigaciones de muestras vegetales, los tejidos vasculares y las paredes celulares han sido el objetivo principal debido a su resistencia a la degradación. Técnicas como la microscopía confocal y la electrónica de transmisión (TEM) han permitido analizar las estructuras tridimensionales de las paredes celulares, así como la composición química de lignina y celulosa en fósiles vegetales (Howard, 2005; Jordan et al., 2014). Estos análisis han sido fundamentales para reconstruir condiciones climáticas pasadas y explorar la adaptación de las plantas a ambientes cambiantes, como las glaciaciones y períodos de sequía extrema (Wheeler & Baas, 1998; Coates et al., 2019). Los estudios de semillas y esporas fósiles, especialmente, han aportado evidencia sobre las estrategias reproductivas y la biodiversidad en ecosistemas antiguos, generando nuevas perspectivas en la paleoecología.

Por último, el estudio de patógenos antiguos ha sido posible gracias al desarrollo de técnicas histológicas avanzadas (Figura 7). Estas investigaciones han proporcionado información clave sobre la evolución de enfermedades infecciosas y su impacto en poblaciones humanas. Por ejemplo, la inmunohistoquímica se ha utilizado para identificar antígenos específicos en tejidos preservados, mientras que la microscopía electrónica ha permitido visualizar partículas virales, como las de la viruela, en momias egipcias (Nerlich et al., 1997; Greenblatt et al., 2000). Además, el uso combinado de microscopía confocal e hibridación in situ ha facilitado la identificación de bacterias antiguas, como *Mycobacterium tuberculosis*, lo que ha permitido rastrear los orígenes y la diseminación de esta enfermedad en poblaciones humanas (Bos et al., 2011; Schuenemann et al., 2013).

En términos de organismos estudiados, los humanos y los animales han sido el grupo más analizado, seguido por las plantas y los patógenos (Figura 8). Este patrón refleja el interés en reconstruir hábitos de vida y patrones de salud en poblaciones humanas y animales, así como en comprender cambios ecológicos y climáticos en plantas y el impacto de enfermedades infecciosas a lo largo del tiempo. Las técnicas de microscopía electrónica, particularmente el SEM, son las más empleadas debido a su capacidad para proporcionar imágenes de alta resolución y su aplicabilidad a una amplia variedad de tejidos y muestras (Hillson, 2005; Schroeder et al., 2014). Sin embargo, la combinación de técnicas histológicas avanzadas con modalidades de microscopía confocal y espectroscopia ha demostrado ser especialmente eficaz para analizar tejidos blandos y biomoléculas en plantas y patógenos, abriendo nuevas posibilidades en la investigación interdisciplinaria (Bos et al., 2011; Coates et al., 2019).

Colombia, por su riqueza arqueológica y biodiversidad, ofrece un escenario único para el análisis de muestras antiguas mediante el uso de técnicas avanzadas de microscopía (Figura 8A y 8B). Este país cuenta con una diversidad de contextos históricos y biológicos, desde restos humanos prehispánicos hasta registros fósiles de flora y fauna que datan de millones de años. Sin embargo, a pesar de los avances tecnológicos globales, el uso de microscopía en estudios histológicos en Colombia aún enfrenta desafíos relacionados con el acceso a tecnología, la capacitación especializada y los recursos financieros.

Los estudios de restos humanos en Colombia han utilizado principalmente microscopía óptica para análisis básicos de huesos y dientes de culturas prehispánicas. Por ejemplo, investigaciones en sitios como San Agustín y Tierradentro han empleado microscopía para evaluar patologías dentales, como caries y desgaste por dieta (Castaño et al., 2015). Estas evaluaciones han permitido reconstruir patrones alimenticios y hábitos de vida en comunidades indígenas antiguas. Recientemente, la microscopía electrónica de barrido (SEM) se ha introducido en estudios más avanzados, permitiendo la observación de microestructuras óseas para identificar signos de enfermedades metabólicas y traumas antiguos (Martínez et al., 2019). Este enfoque ha sido crucial para entender las condiciones de salud y las prácticas funerarias en sociedades prehispánicas colombianas.

En el caso de los restos animales, la microscopía ha sido clave para analizar huesos y dientes de fauna asociada a sitios arqueológicos. La microscopía óptica y SEM han sido utilizadas para identificar marcas de corte y patrones de desgaste, ayudando a reconstruir interacciones entre humanos y fauna en contextos de caza y domesticación (Gómez et al., 2020). Por ejemplo, en el Parque Nacional de Chiribiquete, se han analizado huesos animales con técnicas de microscopía para determinar su papel en las prácticas alimenticias y rituales de las sociedades amazónicas prehispánicas.

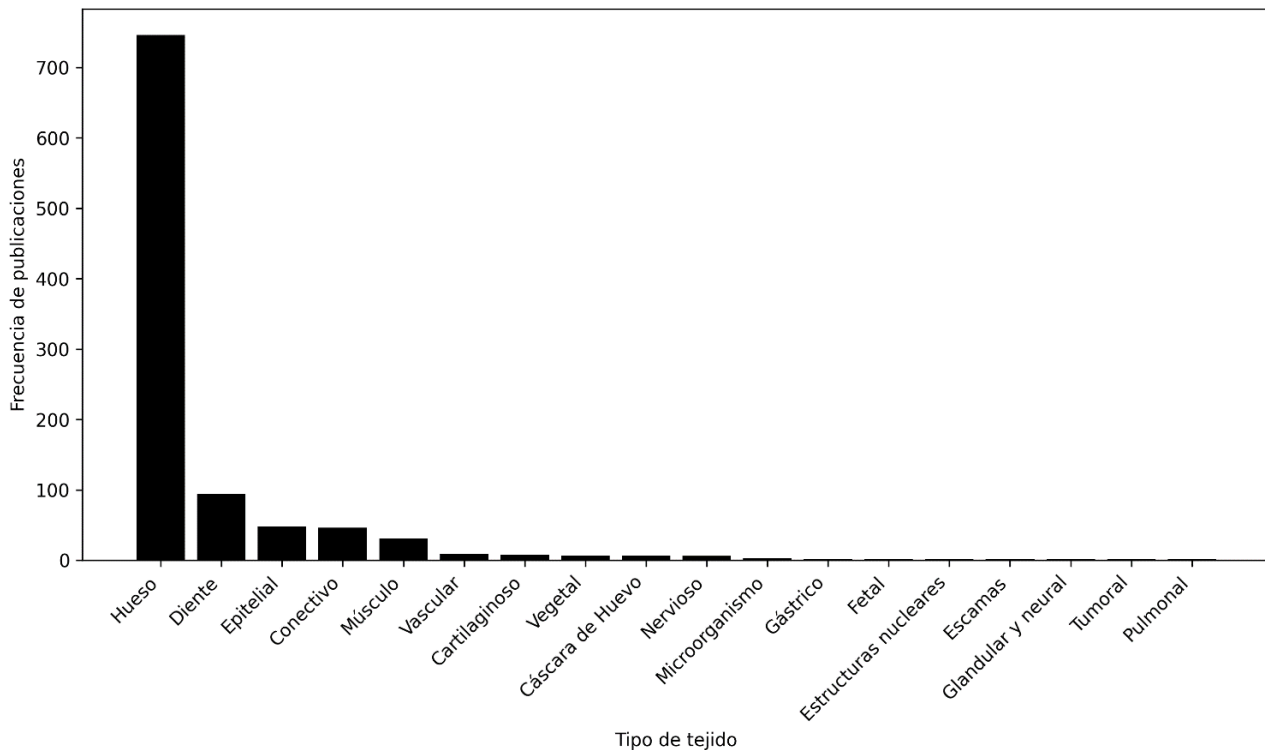
Colombia posee una rica historia paleobotánica que ha sido explorada mediante técnicas de microscopía, especialmente en el análisis de tejidos vegetales preservados en sedimentos y ámbar. La microscopía confocal ha permitido estudiar estructuras tridimensionales de paredes celulares en semillas y madera fósil, contribuyendo a reconstruir cambios climáticos y ecológicos en el Holoceno (Jiménez et

al., 2018). Además, la microscopía electrónica ha sido empleada para observar estructuras subcelulares en hojas fósiles de la región del Magdalena Medio, destacando adaptaciones a condiciones climáticas extremas durante el Pleistoceno.

El análisis de patógenos antiguos en Colombia ha sido limitado pero prometedor. La inmunohistoquímica y la hibridación in situ se han utilizado en momias andinas para identificar rastros de *Mycobacterium tuberculosis* y *Treponema pallidum* (Pérez et al., 2021). Estos estudios, aunque escasos, son fundamentales para entender la evolución de enfermedades infecciosas en América Latina y su impacto en las poblaciones precolombinas.

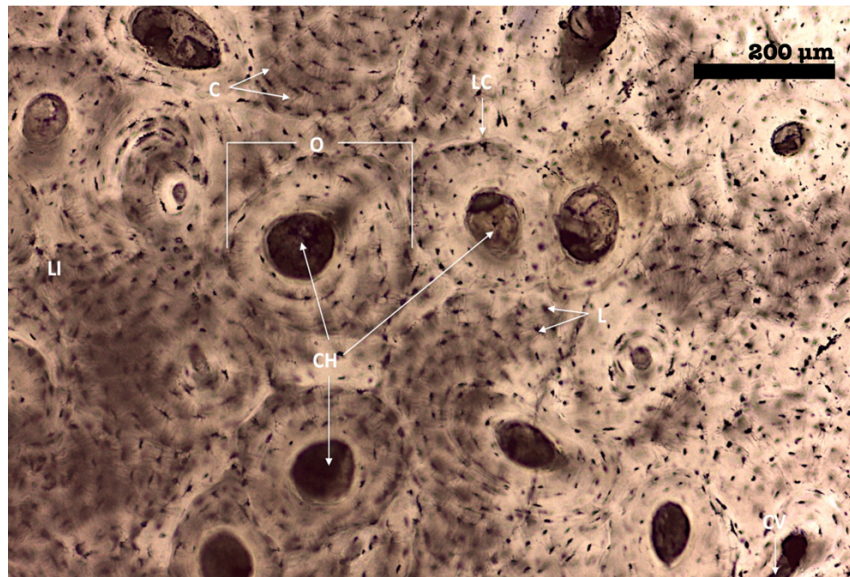
A pesar de estos avances, el uso de microscopía en estudios histológicos en Colombia enfrenta limitaciones importantes. La falta de acceso a equipos de alta tecnología, como microscopios electrónicos y confocales, restringe la capacidad de análisis a nivel subcelular. Además, la capacitación técnica es limitada, lo que dificulta la implementación de técnicas avanzadas en laboratorios locales (Martínez et al., 2019). Para superar estas barreras, es esencial fortalecer las colaboraciones internacionales, promover la inversión en infraestructura tecnológica y capacitar a investigadores locales en el uso de herramientas avanzadas. Con estos esfuerzos, Colombia puede aprovechar su rica diversidad biológica y cultural para posicionarse como un líder en estudios histológicos y microscópicos de muestras antiguas.

Figura 2. Comparación de la frecuencia de análisis de diferentes tipos de tejidos.



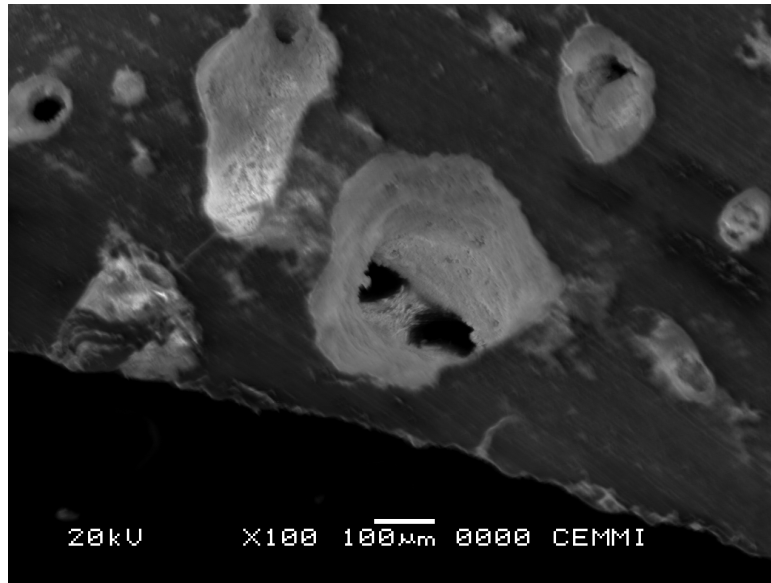
Fuente: Elaboración propia.

Figura 3. Micrografía de un corte transversal de tercio distal de tibia derecha del individuo AZ45851 con un fechado radiocarbónico de 4030 ± 25 AP y obtenido del sitio arqueológico Aguazuque (Municipio de Soacha, Colombia). Aumento Total 100X. Se observa claramente la presencia de osteonas (O) o sistemas de Havers, que en esencia son estructuras cilíndricas y se ven como siluetas circulares. Entre las osteonas están las laminillas intersticiales (LI) que son los restos de osteonas antiguas. En el centro de cada osteona está el conducto de Havers (CH) o conducto osteónico, que en el tejido vivo contiene vasos sanguíneos, tejido conjuntivo y células que tapizan la superficie del material óseo. Los vasos sanguíneos llegan a los conductos de Havers desde la médula a través de otros túneles llamados conductos de Volkman o conductos perforantes (CV). Rodeando las osteonas secundarias se encuentra la línea de cemento que las caracteriza (LC). Obsérvense las lagunas (L) y las finas prolongaciones filiformes que emanan de ellas. Estas proyecciones corresponden a canalículos (C), espacios dentro de la matriz ósea que contenían las prolongaciones citoplasmáticas del osteocito. Los canalículos que se extienden desde cada laguna están comunicados con los de las lagunas vecinas para formar un sistema canalicular tridimensional en todo el hueso.



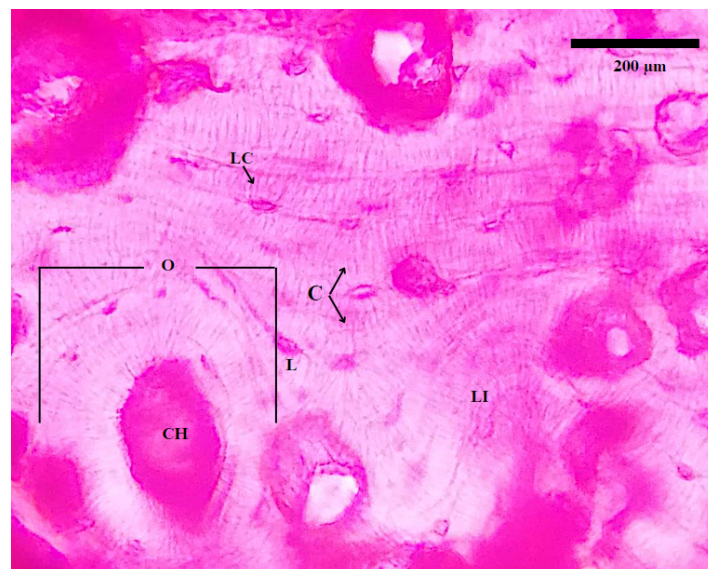
Fuente: Elaboración propia.

Figura 4. Micrografía obtenida mediante Microscopía Electrónica de Barrido (SEM) de una muestra del fémur derecho del individuo AZ45851 (4030 ± 25 AP), procedente del sitio arqueológico Aguazuque (Soacha, Colombia). La imagen fue capturada a 20 kV y 100x de aumento. Se distingue un canal haversiano de morfología circular, cuyos bordes presentan alteraciones tafonómicas evidentes, reflejo de procesos *postmortem* que han modificado su estructura original.



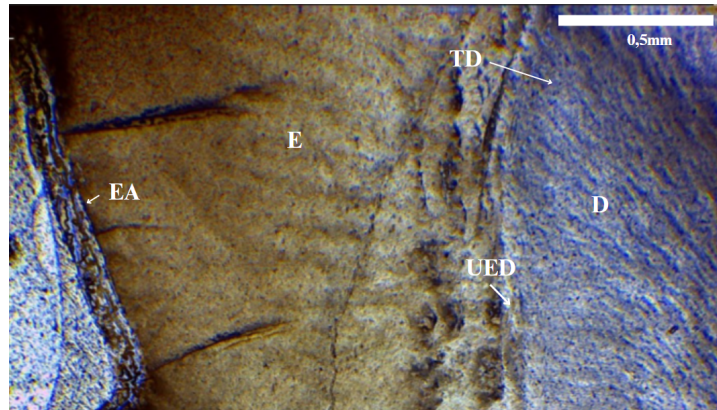
Fuente: Elaboración propia.

Figura 5. Micrografía teñida con Feulgen de un Corte transversal del tercio distal de la tibia derecha del individuo AZ45851 (4030 ± 25 AP), procedente del sitio arqueológico Aguazuque (Soacha, Colombia), observado a un aumento total de 100X. La tinción de Feulgen, específica para ADN, resalta las estructuras óseas donde se conserva este material, siendo especialmente evidente en las lagunas (L) y los canalículos (C), que alojaban los restos nucleares de los osteocitos. Se identifican osteonas (O) o sistemas de Havers, con sus conductos centrales (CH), rodeadas por laminillas intersticiales (LI) y delimitadas por líneas de cemento (LC). Los canalículos que irradian desde las lagunas forman una red tridimensional interconectada, resaltada por la tinción debido a la afinidad con el ADN residual.



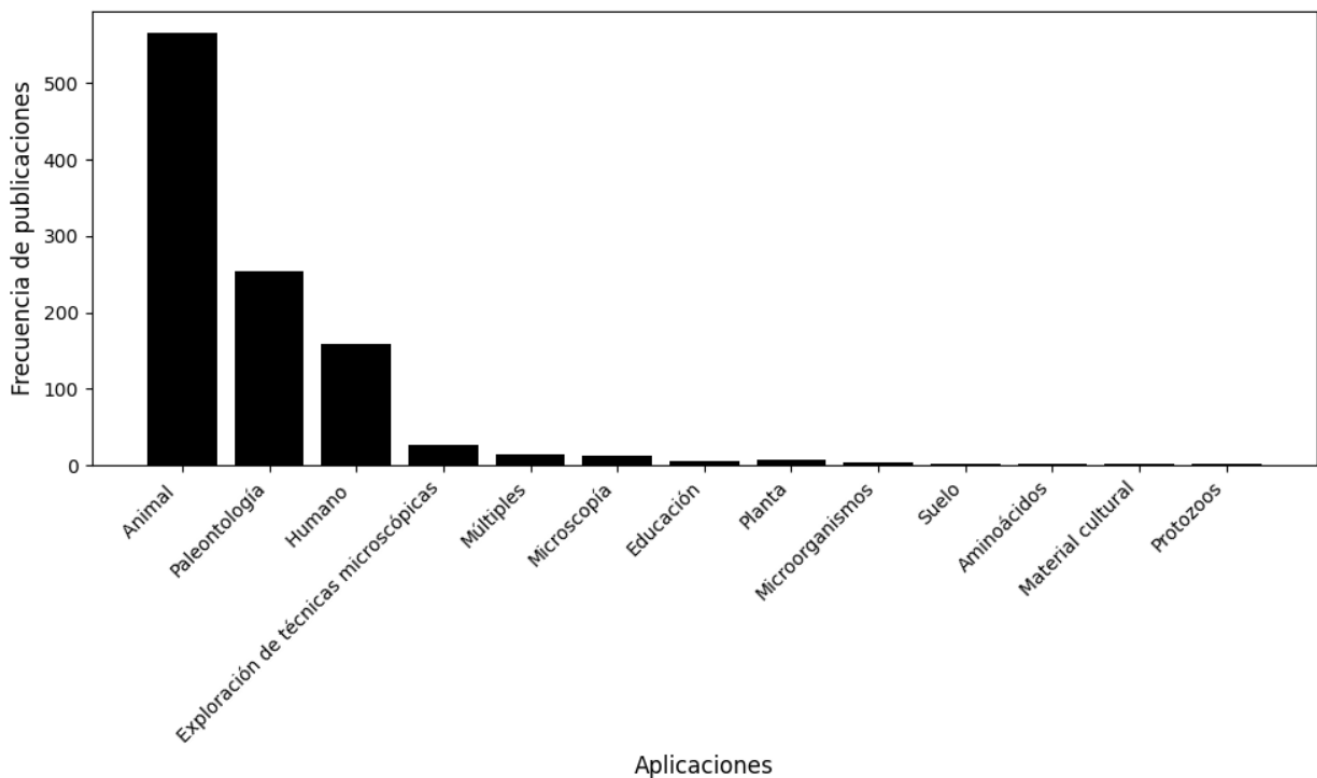
Fuente: Elaboración propia.

Figura 6. Micrografía correspondiente a un corte longitudinal de tejido dental humano, observada a un aumento total de 100X. Se identifican claramente varias estructuras histológicas distintivas: el esmalte (E), visible como la capa más externa, de aspecto homogéneo; la dentina (D), ubicada por debajo del esmalte, en la que se aprecian numerosos túbulos dentinarios (TD) dispuestos de forma paralela y orientados hacia la pulpa dental; y el esmalte aprismático (EA), una capa superficial del esmalte caracterizada por la ausencia de organización prismática, observable en el borde más externo del tejido. La unión entre el esmalte y la dentina (unión amelo-dentinaria) o (UED) se distingue como una zona de transición bien definida.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 7. Discriminación de las Aplicaciones empleadas en las investigaciones con microscopía.



Fuente: Elaboración propia.

CONCLUSIONES

Los datos obtenidos en este artículo de revisión destacan un panorama de investigación en el área de la paleohistología en constante crecimiento, liderado geográficamente por regiones con alta capacidad tecnológica y enfocado en tejidos humanos y animales. Sin embargo, el aumento de colaboraciones internacionales y la mejora en la accesibilidad a tecnologías podrían fomentar una representación más equitativa de países de Latinoamérica como Colombia, Argentina y Brasil, entre otros. Además, la integración de técnicas no destructivas promete expandir las fronteras del conocimiento en el análisis de muestras antiguas. Los avances en microscopía e histología han transformado nuestra capacidad para estudiar tejidos antiguos y reconstruir aspectos clave del pasado biológico y ecológico. Si bien los tejidos óseos y dentales dominan las investigaciones debido a su preservación, los estudios en tejidos blandos, plantas y patógenos están en auge, impulsados por tecnologías avanzadas que prometen ampliar aún más el alcance de estas disciplinas en el futuro.

RECOMENDACIONES

Con base en el análisis realizado, se recomienda en primer lugar fortalecer las capacidades regionales en América Latina y África, con énfasis en países como Colombia, mediante la adquisición de equipos avanzados de microscopía y la formación especializada de investigadores en técnicas histológicas y paleohistológicas. En segundo lugar, es necesario priorizar el uso de técnicas no destructivas como la espectroscopía Raman, la tomografía computarizada y la microscopía de fuerza atómica, que preservan la integridad de las muestras y maximizan los resultados analíticos cuando el acceso a colecciones es restringido. Finalmente, se sugiere ampliar el enfoque investigativo hacia áreas emergentes como el estudio de tejidos blandos, materiales vegetales antiguos y la detección inmunohistoquímica de patógenos, las cuales ofrecen gran potencial para avanzar en el conocimiento bioarqueológico, paleopatológico y paleoambiental, especialmente en contextos colombianos donde la diversidad de ecosistemas históricos proporciona condiciones únicas para estas investigaciones interdisciplinarias.

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen a la Universidad Distrital Francisco José de Caldas, especialmente a su Facultad de Ciencias Matemáticas y Naturales y a su Facultad de Ciencias y Educación. Su compromiso con la investigación interdisciplinaria ha sido fundamental para la consolidación de este proyecto.

REFERENCIAS

- Allison, D. P., Mortensen, N. P., Sullivan, C. J., & Doktycz, M. J. (2010). Atomic force microscopy of biological samples. *Wiley Interdisciplinary Reviews: Nanomedicine and Nanobiotechnology*, 2(6), 618-634. <https://doi.org/10.1002/wnan.104>
- Anderson, L. A. (2023). A chemical framework for the preservation of fossil vertebrate cells and soft tissues. *Earth-Science Reviews*, 240, 104367. <https://doi.org/10.1016/j.earscirev.2023.104367>

- Anderson, L. A. (2022). Biomolecular histology as a novel proxy for ancient DNA and protein sequence preservation. *Ecology and Evolution*, 12(12), e9518. <https://doi.org/10.1002/ece3.9518>
- Assis, S., & de Boer, H. H. (2022). Paleohistopathology: History, Technical Aspects, and Diagnostic Challenges. In *The Routledge Handbook of Paleopathology* (pp. 82-104). Routledge. <https://doi.org/10.4324/9781003130994-6>
- Assis, S. S. D. (2013). *Beyond the visible world. Bridging macroscopic and paleohistopathological techniques in the study of periosteal new bone formation in human skeletal remains* (Doctoral dissertation, 00500: Universidade de Coimbra).
- Assis, S., Keenleyside, A., Santos, A. L., & Cardoso, F. A. (2015). Bone diagenesis and its implication for disease diagnosis: the relevance of bone microstructure analysis for the study of past human remains. *Microscopy and Microanalysis*, 21(4), 805-825. <https://doi.org/10.1017/S1431927615000768>
- Aufderheide, A. C. (2011). Soft tissue taphonomy: a paleopathology perspective. *International Journal of Paleopathology*, 1(2), 75-80. <https://doi.org/10.1016/j.ijpp.2011.10.001>
- Booth, T. J. (2016). An investigation into the relationship between funerary treatment and bacterial bioerosion in European archaeological human bone. *Archaeometry*, 58(3), 484-499. <https://doi.org/10.1111/arcm.12190>
- Booth, T. (2014). *An investigation into the relationship between bone diagenesis and funerary treatment* (Doctoral dissertation, University of Sheffield).
- Booth, T. J., Brönnimann, D., Madgwick, R., & Portmann, C. (2022). The taphonomic and archaeothanatological potentials of diagenetic alterations of archaeological bone. In *The Routledge handbook of archaeothanatology* (pp. 580-599). Routledge. <https://doi.org/10.4324/9781351030625-35>
- Bos, K. I., et al. (2011). A draft genome of *Yersinia pestis* from victims of the Black Death. *Nature*, 478(7370), 506-510. <https://doi.org/10.1038/nature10549>
- Brönnimann, D., et al. (2020). Microscopic evidence of bacterial biofilms in ancient human bone. *Scientific Reports*, 10, 15004.
- Brothwell, D. R., & Pollard, A. M. (2001). *Handbook of Archaeological Sciences*. John Wiley & Sons. <https://doi.org/10.1002/9781119592112.index>
- Campbell, G., et al. (2021). Raman spectroscopy for the characterization of ancient organic residues. *Analytical Methods*, 13(1), 12-30. https://doi.org/10.1007/978-3-030-60016-7_20
- Capasso, L., D'anastasio, R., & Michetti, E. (2001). The use of the confocal microscope in the study of ancient human bones. *Anthropologie* (1962-), 39(2/3), 181-186.
- Castaño, J. F., et al. (2015). Dental pathology and diet in prehispanic populations from San Agustín, Colombia. *International Journal of Osteoarchaeology*, 25(4), 423-435.
- Cuccu, A., Calderón, T., Azanza, B., & DeMiguel, D. (2025). Hard tissue thin-sectioning techniques in vertebrate paleohistology: Review, synthesis and improvements. *Methods in Ecology and Evolution*, 16(1), 66-83. <https://doi.org/10.1111/2041-210X.14469>

Coates, J., et al. (2019). Chemical insights using Raman microscopy on ancient samples. *Journal of Archaeological Science*, 110, 105-120.

Cooper, A., & Poinar, H. N. (2000). Ancient DNA: Do it right or not at all. *Science*, 289(5482), 1139. <https://doi.org/10.1126/science.289.5482.1139b>

Collinson, M. E. (2011). Molecular taphonomy of plant organic skeletons. *Taphonomy: process and bias through time*, 223-247. https://doi.org/10.1007/978-90-481-8643-3_6

Dabney, J., & Meyer, M. (2012). Characterizing ancient DNA damage. *Nature Protocols*, 7(2), 250-260. <https://doi.org/10.1101/cshperspect.a012567>

Dauphin, Y. (2022). Vertebrate Taphonomy and Diagenesis: Implications of Structural and Compositional Alterations of Phosphate Biominerals. *Minerals*, 12(2), 180. <https://doi.org/10.3390/min12020180>

de Buffrénil, V., de Ricqlès, A. J., Zylberberg, L., & Padian, K. (Eds.). (2021). *Vertebrate skeletal histology and paleohistology*. CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9781351189590>

Denk, W., & Horstmann, H. (2004). Serial block-face scanning electron microscopy to reconstruct three-dimensional tissue nanostructure. *PLoS Biology*, 2(11), e329. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.0020329>

De Ricqlès, A. J. (1993). Some remarks on palaeohistology from a comparative evolutionary point of view. En G. Grupe y A. N. Garland (Eds.), *Histology of ancient human bone: Methods and diagnosis. Proceedings of the Palaeohistology Workshop held from 3–5 October 1990 at Göttingen* (pp. 37–77). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-662-02894-0_2

Delannoy, Y., Colard, T., Cannet, C., Mesli, V., Hédouin, V., Penel, G., & Ludes, B. (2018). Characterization of bone diagenesis by histology in forensic contexts: A human taphonomic study. *International journal of legal medicine*, 132, 219-227. <https://doi.org/10.1007/s00414-017-1699-y>

De Boer, H. H., Van der Merwe, A. E., & Maat, G. J. (2013). The diagnostic value of microscopy in dry bone palaeopathology: a review. *International Journal of Paleopathology*, 3(2), 113-121. <https://doi.org/10.1016/j.ijpp.2013.03.004>

Feng, R., Maley, J. M., Schatte, G., Hoffmeyer, R. E., Brink, K. S., Ellis, T., ... & Sammynaiken, R. (2016). Chemical and structural information from the enamel of a Troodon tooth leading to an understanding of diet and environment. *Applied Spectroscopy*, 70(11), 1883-1890. <https://doi.org/10.1177/0003702816653123>

Fitzhugh, K., et al. (2019). Advanced imaging techniques in paleopathology. *Antiquity*, 93(371), 1122-1137. <https://doi.org/10.1016/j.path.2015.02.004>

Fitzhugh, K., et al. (2019). Preservation of cellular structures in ancient tissues revealed by advanced imaging techniques. *Antiquity*, 93(371), 1122-1137. <https://doi.org/10.15184/aqy.2019.55>

Fox, C. H., et al. (1985). Formaldehyde fixation. *Journal of Histochemistry & Cytochemistry*, 33(8), 845-853. <https://doi.org/10.1177/33.8.3894502>

Fornaciari, G. (2018). Histology of ancient soft tissue tumors: A review. *International Journal of Paleopathology*, 21, 64-76. <https://doi.org/10.1016/j.ijpp.2017.02.007>

Gardner, R. V. (2000). *Bone diagenesis: Taphonomy in archaeological bone and its relationship with the survival of ancient DNA*. University of London, University College London (United Kingdom).

Gómez, A. R., et al. (2020). in the analysis of animal remains from Chiribiquete, Colombia. *Latin Microscopy American Antiquity*, 31(1), 34-49. <https://doi.org/10.1017/laq.2020.1>

Greenblatt, C., et al. (2000). Immunohistochemistry in ancient human tissues. *American Journal of Physical Anthropology*, 111(3), 429-433.

Graf, W. (1949). Preserved histological structures in Egyptians and ancient Swedish skeletons. *Acta Anatomica*, 8, 236-254. <https://doi.org/10.1159/000140412>

Guarino, F. M., Angelini, F., Odierna, G., Bianco, M. R., Bernardo, G. D., Forte, A., ... & Cipollaro, M. (2000). Detection of DNA in ancient bones using histochemical methods. *Biotechnic & Histochemistry*, 75(3), 110-117. <https://doi.org/10.3109/10520290009066488>

Haynes, S., Searle, J. B., Bretman, A., & Dobney, K. M. (2002). Bone preservation and ancient DNA: the application of screening methods for predicting DNA survival. *Journal of Archaeological Science*, 29(6), 585-592. <https://doi.org/10.1006/jasc.2001.0731>

Hillier, M. L., & Bell, L. S. (2007). Differentiating human bone from animal bone: a review of histological methods. *Journal of forensic sciences*, 52(2), 249-263. <https://doi.org/10.1111/j.1556-4029.2006.00368.x>

Howard, R. J. (2005). Confocal microscopy for analyzing fossilized plant structures. *Microscopy Research and Technique*, 64(6), 551-557. <https://doi.org/10.1002/jemt.20219>

Hsieh, T.-Y., et al. (2020). Confocal microscopy for fossil plant analysis. *Review of Palaeobotany and Palynology*, 275, 104159. <https://doi.org/10.1016/j.revpalbo.2020.104159>

Hühns, M., Röpenack, P., & Erbersdobler, A. (2015). Molecular and immunohistochemical characterization of historical long-term preserved fixed tissues from different human organs. *PloS one*, 10(8), e0135297. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0135297>

Iniesto, M., Blanco-Moreno, C., Villalba, A., Buscalioni, Á. D., Guerrero, M. C., & López-Archilla, A. I. (2018). Plant tissue decay in long-term experiments with microbial mats. *Geosciences*, 8(11), 387. <https://doi.org/10.3390/geosciences8110387>

Jiménez, R. E., et al. (2018). Paleobotanical studies of Holocene ecosystems in the Magdalena River region using confocal microscopy. *Review of Palaeobotany and Palynology*, 252, 15-27. <https://doi.org/10.1016/j.revpalbo.2018.02.004>

Kontopoulos, I. (2018). *Bone diagenesis: the mysteries of the petrous pyramid* (Doctoral dissertation, University of York).

Martínez, L., et al. (2019). Advances in bone microstructure studies in prehispanic Colombia using SEM. *Journal of Archaeological Science*, 102, 84-95. <https://doi.org/10.1016/j.jas.2019.01.007>

Moodie, R. L. (1926). Studies in paleopathology, XIII: the element of the Haversian system in normal and pathological structures among fossil vertebrates. *Biol. Generalis*, 2.63-95.

Pérez, C., et al. (2021). Detection of ancient pathogens in Andean mummies using histological techniques. *American Journal of Physical Anthropology*, 174(3), 543-556. <https://doi.org/10.1002/ajpa.24309>

Porpora, F., Zaro, V., Liccioli, L., Modi, A., Meoli, A., Marradi, G., ... & Carretti, E. (2022). Performance of innovative nanomaterials for bone remains consolidation and effect on 14C dating and on palaeogenetic analysis. *Scientific Reports*, 12(1), 6975. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-10798-5>

Ragsdale, B. D., & Lehmer, L. M. (2012). A knowledge of bone at the cellular (histological) level is essential to paleopathology. *A companion to paleopathology*, 227-249. <https://doi.org/10.1002/9781444345940.ch13>

Rodríguez, F. (2019). *Diagénesis ósea y preservación del ADN antiguo en una muestra de restos óseos humanos de la Sabana de Bogotá asociados al Holoceno temprano, Holoceno medio y Holoceno tardío inicial. En Diversidad genética y modelos de continuidad/discontinuidad poblacional en cazadores-recolectores y horticultores de la Sabana de Bogotá durante el Holoceno temprano y medio* (tesis doctoral). Universidad de los Andes.

Schroeder, H. E., et al. (2014). Microstructure of ancient human bones: SEM analysis. *Journal of Archaeological Science*, 41, 123-135. <https://doi.org/10.1016/j.jas.2014.01.003>

Schuenemann, V. J., et al. (2013). Genome analysis of Mycobacterium tuberculosis from ancient remains. *New England Journal of Medicine*, 369(3), 290-302.

Schopf, J. W., & Kudryavtsev, A. B. (2009). Confocal laser scanning microscopy and Raman imagery of ancient microscopic fossils. *Precambrian Research*, 173(1-4), 39-49. <https://doi.org/10.1016/j.precamres.2009.02.007>

Schultz, M. (2001). Paleohistopathology of bone: a new approach to the study of ancient diseases. *American Journal of Physical Anthropology: The Official Publication of the American Association of Physical Anthropologists*, 116(S33), 106-147. <https://doi.org/10.1002/ajpa.10024>

Schweitzer, M. H., Avci, R., Collier, T., & Goodwin, M. B. (2008). Microscopic, chemical and molecular methods for examining fossil preservation. *Comptes Rendus Palevol*, 7(2-3), 159-184. <https://doi.org/10.1016/j.crpv.2008.02.005>

Slaoui, M., & Fiette, L. (2011). Histopathology procedures: from tissue sampling to histopathological evaluation. *Drug Safety Evaluation: Methods and Protocols*, 69-82. https://doi.org/10.1007/978-1-60761-849-2_4

Slon, V., et al. (2017). Detecting ancient pathogens using histological methods. *PLoS ONE*, 12(9), e0185836. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0185836>

Surmik, D., Słowiak-Morkovina, J., Szczygielski, T., Wojtyniak, M., Śródek, D., Dulski, M., ... & Pawlicki, R. (2023). The first record of fossilized soft parts in ossified tendons and implications for the understanding of tendon mineralization. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 198(3), 747-766. <https://doi.org/10.1093/zoolinnean/zlad001>

Treuting, P. M., Dintzis, S. M., & Montine, K. S. (Eds.). (2017). *Comparative anatomy and histology: a mouse, rat, and human atlas*. Academic Press.

Hellen Alexandra Cárdenas Otavo, Freddy Rodríguez Saza. (2026). <https://doi.org/10.21789/22561498.2181>

Turner-Walker, G., & Jans, M. (2008). Reconstructing taphonomic histories using histological analysis. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 266(3-4), 227-235. <https://doi.org/10.1016/j.palaeo.2008.03.024>

Vermeij, E. J., Zoon, P. D., Chang, S. B. C. G., Keereweert, I., Pieterman, R., & Gerretsen, R. R. (2012). Analysis of microtraces in invasive traumas using SEM/EDS. *Forensic science international*, 214(1-3), 96-104. <https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2011.07.025>

Wang, X. (2004). Plant cytoplasm preserved by lightning. *Tissue and Cell*, 36(5), 351-360. <https://doi.org/10.1016/j.tice.2004.06.002>

Warinner, C., Rodrigues, J. F. M., Vyas, R., Trachsel, C., Shved, N., Grossmann, J., ... & Cappellini, E. (2014). Pathogens and host immunity in the ancient human oral cavity. *Nature genetics*, 46(4), 336-344. <https://doi.org/10.1038/ng.2906>