

Métodos de recolecta, limpieza y montaje de microfósiles marinos (calcáreos y silíceos) en rocas semiconsolidadas y sedimentos

Methods for collecting, cleaning and mounting marine microfossils (calcareous and siliceous) in semi-consolidated rocks and sediments

Gómez Espinosa, Catalina^{1,*}; Gómez Lizárraga, Laura Elena²;
Martínez Villa, Brenda Berenice³

¹Escuela Superior de Ciencias de la Tierra, Universidad Autónoma de Guerrero.

²Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México.

³Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México.

*17702@uagro.mx

Resumen

En este trabajo se realiza una descripción de la metodología que se utiliza en México para el estudio de los microfósiles, como parte de la iniciativa del primer *Workshop* sobre rescate de material micropaleontológico realizado por el Laboratorio de Paleobiología de la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla (BUAP), en donde se trató de formalizar las metodologías para la recuperación de material micropaleontológico en México considerando las adecuaciones particulares a las técnicas estándar. Este trabajo se centra en el estudio de microfósiles calcáreos (foraminíferos, ostrácodos y coccolitofóridos) y silíceos (diatomeas, radiolarios y silicoflagelados). Se inicia con la descripción de los métodos de recolecta para la extracción de microfósiles de material semiconsolidado y sedimentos tanto en ambiente marino (núcleos), como superficial (puntual y por canal). Posteriormente se describe el procesamiento de la muestra o submuestra considerando la limpieza por tamizado, la separación (“*picking*”), el cuarteado, la clasificación para material calcáreo y la digestión química para material silíceo; así como, el montaje para ambos casos, además de detallar el material que se utiliza en cada proceso.

Palabras clave: diatomeas, foraminíferos, ostrácodos, radiolarios, sedimentos marinos, silicoflagelados.

Abstract

In this work, it is performed a description about the methodology that is used in Mexico for the study of microfossils. This as part of the initiative of the first *Workshop* about the rescue of micropaleontological material carried out by the Paleobiology Laboratory of the Autonomous University of Puebla (BUAP), where was made an attempt to formalize the methodologies for the recovery of micropaleontological Mexican material considering the particular adaptations to the standard techniques. This work focuses on the study of calcareous microfossils (foraminifera, ostracods and coccolithophorids) and siliceous microfossils (diatoms, radiolarians and silicoflagellates). It begins with the description of the collection methods for the extraction of microfossils from semi-consolidated material and sediments in both the marine (cores) and the surface environments (punctually and by channel). Subsequently, the processing of the sample or subsample is described, considering cleaning by sieving, separation (“*picking*”), quartering, classification and assembly for calcareous material and chemical digestion for siliceous material, in addition to detailing the material used in each process.

Keywords: diatoms, foraminifera, marine sediments, ostracoda, radiolarians, silicoflagellata.

Cómo citar / How to cite: Gómez Espinosa, C., Gómez Lizárraga, L. E., & Martínez Villa, B. B. (2024). Métodos de recolecta, limpieza y montaje de microfósiles marinos (calcáreos y silíceos) en rocas semiconsolidadas y sedimentos. *Paleontología Mexicana*, 13(2), 115–121.

Manuscrito recibido: Febrero 26, 2024.

Manuscrito corregido: Junio 16, 2024.

Manuscrito aceptado: Junio 17, 2024.



1. Introducción

Los microfósiles son un grupo muy diverso que tiene en común su pequeño tamaño y la particularidad de ser estudiados con un microscopio, estos pueden ser organismos completos o fragmentos de plantas o animales. El estudio de la micropaleontología abarca varios taxones dentro de los que se encuentran fragmentos de vertebrados (conodontos), invertebrados (ostrácodos, micromoluscos), protistas (foraminíferos, radiolarios) y algas del fitoplancton (diatomeas, silicoflagelados, cocolitofóridos) (Armstrong y Brassier, 2005; Lipps, 1996).

Cada grupo de microfósiles presenta una estructura y composición mineralógica distinta en sus exo- o endoesqueletos, que pueden estar formados por carbonatos, sílice, fosfatos o material orgánico (Tabla 1). Dada la naturaleza química, las técnicas para su extracción, preparación y estudio son variadas.

Además, hay que considerar que en la micropaleontología se avanzó en las últimas décadas dejando la etapa descriptiva como base para dar lugar a una etapa interpretativa, por lo que la recolecta y preparación de los microfósiles también debe de tomar en cuenta el objetivo para los que serán estudiados ya sean análisis químicos, caracterización isotópica o estudios en microscopía Raman por mencionar algunas.

En la mayoría de las publicaciones sobre micropaleontología no suelen detallarse los métodos de recolecta, ni las técnicas de limpieza y montaje que se utilizan para cada uno de los grupos y en ocasiones se obvian refiriéndose a ellas como métodos o técnicas estándar. Sin embargo, el tipo de técnica que debe usarse es particular dependiendo del tipo de microfósil a estudiar, el tipo de roca o sedimento dentro del que se encuentra contenido y el objetivo de su estudio, por lo que se considera necesario formalizar metodologías para la recuperación de este material considerando las adecuaciones particulares a las técnicas preestablecidas.

Tabla 1. Clasificación de los microfósiles basados en la composición química de la pared.

TIPOS DE MICROFÓSILES		
Pared orgánica	Pared mineral	
Polen	Calcárea	Foraminíferos
Esporas		Pterópodos
Dinoquistes		Ostrácodos
Acritarcas		Nanofósiles calcáreos (cocolitofóridos)
Foraminíferos aglutinantes		Algas calcáreas
	Silíceas	Radiolarios
		Diatomeas
		Silicoflagelados
	Fosfatada	Conodontos

Se debe destacar la importancia de la preparación previa de la salida a campo, que contemple los objetivos de investigación, y seleccionar adecuadamente la época, duración, estaciones o puntos de muestreo de interés, equipo, recursos materiales para la obtención, transporte y almacenamiento de muestras; así como, el presupuesto, en el caso de las campañas oceanográficas se trabaja en colaboración con diferentes grupos de investigación para aprovechar el costo diario a bordo de la embarcación.

En este trabajo se abarcará de manera general las técnicas que se utilizan en instituciones y dependencias mexicanas como son las facultades y escuelas con unidades de aprendizaje de micropaleontología (eg. Facultad de Ingeniería, UNAM; Escuela de Ciencias de la Tierra, UAGro) e institutos (eg. Instituto de Geología e Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM) para la recolecta, extracción y montaje de los microfósiles marinos calcáreos y silíceos (Figura 1) considerando también su separación y montado semipermanente para obtener una colección micropaleontológica adecuada.

2. Métodos de colecta

2.1. Colecta de sedimentos marinos

La colecta u obtención de sedimentos marinos se realiza a través de buques oceanográficos y equipos de muestreo geológico. Para realizar un muestreo exitoso se debe tomar en consideración, el objetivo de estudio, la ubicación, las características del relieve o topografía marina, la profundidad, el tipo de sedimento, plataformas y equipos de muestreo (Mudroch y MacKnight, 1994; Márquez-García, 2000).

Para estudios geológicos horizontales donde se preserva sedimento superficial inalterado de gran calidad de hasta 50 cm de profundidad, se hace uso de muestreadores geológicos denominados nucleadores tipo caja y nucleadores múltiples (6 tubos colectores) que preservan la interfase agua sedimento para análisis químicos y (micro)biológicos. Para estudios micropaleontológicos donde se analiza el perfil vertical de columnas o secuencias sedimentarias subsuperficiales, se hace uso principalmente de nucleadores de gravedad y de pistón (Mudroch y MacKnight, 1994; Márquez-García, 2000).

Los nucleadores de gravedad recuperan sedimentos finos (limo arcillosos) de hasta 3 m de longitud, son equipos sencillos pero variables en diseño, consisten en a) un cabezal con pesas (máximo de 750 kg), aletas estabilizadoras y una válvula que se conecta en la parte superior del tubo colector, esta se abre durante el muestreo para permitir el escape de agua y se cierra durante el ascenso y recuperación para evitar el lavado del sedimento, b) un tubo colector metálico o de PVC, de longitud (0.5 a 3 m) y diámetro (5 a 20 cm) variable generalmente de área circular llamados de gran diámetro

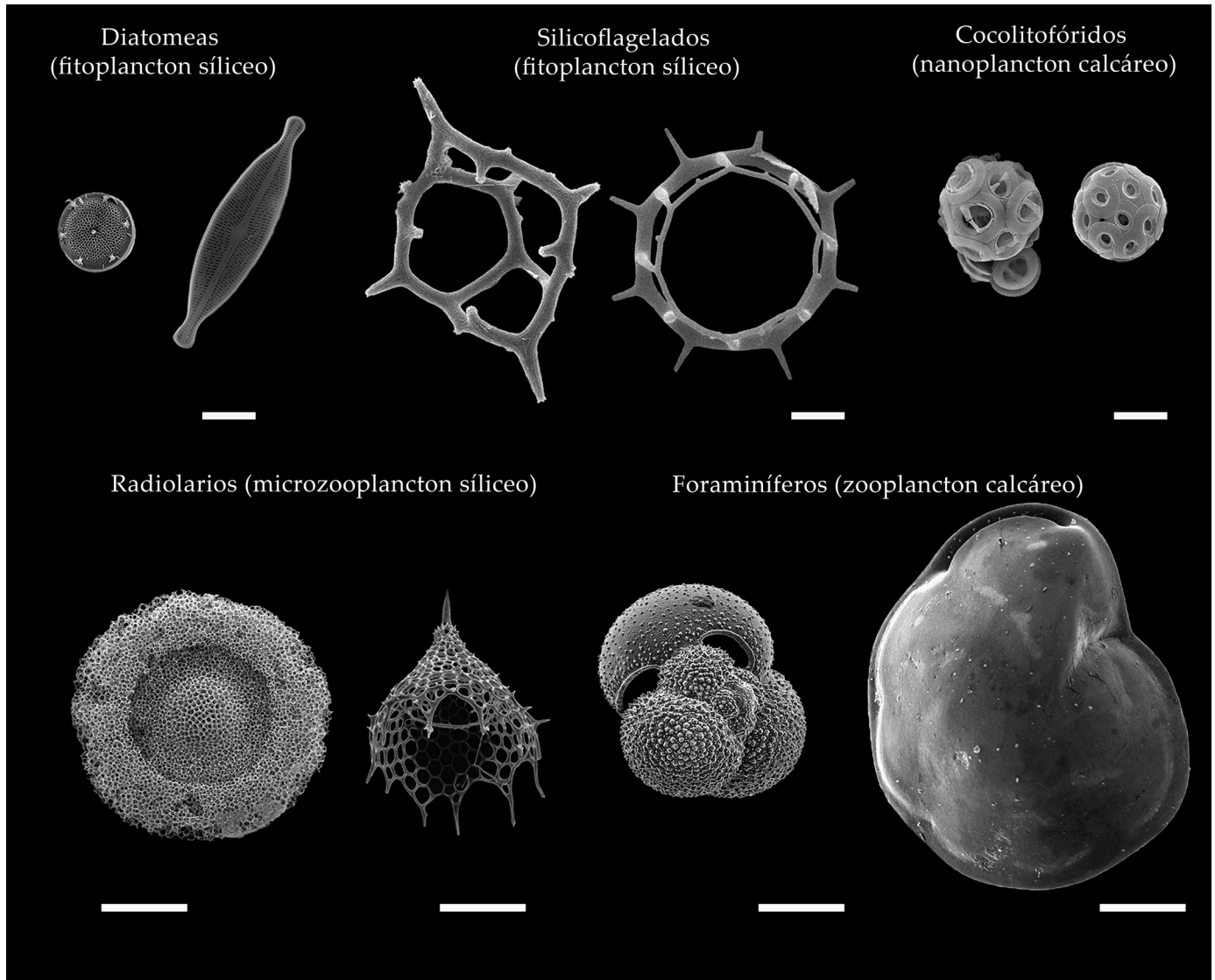


Figura 1. Imágenes de microscopía electrónica de barrido de especímenes con diferente tipo de pared (silíceo y calcáreo) colectadas en diferentes campañas oceanográficas a bordo del B/O “El Puma” de la UNAM. Imágenes de diatomeas y cocolitofóridos cortesía del Dr. David Uriel Hernández Becerril del Laboratorio de Diversidad y Ecología del Fitoplancton Marino e imágenes de foraminíferos cortesía de la Dra. María Luisa Machain Castillo del Laboratorio de Micropaleontología y Paleocianografía del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología de la UNAM. Escala de las imágenes superiores 5 μm , escala de las imágenes inferiores 100 μm .

o coloquialmente “*tepule*” o cuadrados metálicos tipo Kasten con camisas de acrílico internas que contienen el sedimento y c) un captador o nariz de acero en el extremo inferior del tubo cuyo diseño permite el paso del sedimento al tubo a través de unas láminas flexibles pequeñas que se abren al pasar el sedimento y se cierran para evitar la salida del mismo durante el ascenso, ideales para recolectar sedimentos lodosos (limo-arcillosos) (Kennett, 1982; Mudroch y MacKnight, 1994; Márquez-García, 2000).

Los nucleadores de pistón permiten la recuperación de una columna de sedimentos de hasta 20 m de longitud, mientras que el pistón gigante puede recuperar

secuencias de 30–40 m, sin embargo, en México no se cuenta con equipo de esta capacidad de nucleadores de gran pistón. Consiste en a) un cabezal, b) un tubo de acero y en su interior un tubo contenedor de plástico, c) un mecanismo disparador, d) un pistón y e) una nariz. El mecanismo disparador se activa cuando un peso toca la superficie del sedimento que libera el pistón, que se encuentra en la parte inferior del interior del tubo, este se desplaza hacia arriba del tubo a la par que este penetra el sedimento provocando vacío y un efecto de succión que facilita la recuperación del sedimento sin compactarlo (Kennett, 1982; Mudroch y MacKnight, 1994; Márquez-García, 2000). Ambos equipos requieren

de un sistema de grúa y cabestrante (*winche*) capaz de levantar el peso de los nucleadores con el sedimento en su interior.

En cubierta, los tubos con material colectado se fijan y se colocan de forma vertical, la nariz se protege con una cubeta metálica. La longitud entre la base superior del tubo colector y la superficie del sedimento recuperado, que se encuentra cubierto por agua de mar, se calcula al introducir en el tubo una plomada o un tornillo atado con hilo cáñamo, la longitud del hilo recuperado determina la longitud donde se encuentra el sedimento, se coloca una marca y unos pocos centímetros por arriba de esta, se perfora el tubo con un taladro para drenar el líquido excedente, esto se realiza cuando la fase agua-sedimento se estabilice (después de un par de horas de la recuperación de la secuencia sedimentaria). En ambos extremos se colocan tapones de unicel reforzados por varias capas de cinta gris, previamente se retira la nariz en el extremo inferior, se rotula sobre el tubo, la campaña, la estación, el *top* (cima) y *bottom* (base) de la secuencia sedimentaria y se almacena en el cuarto frío de la embarcación (4°C).

Cabe mencionar que se lleva una bitácora geológica donde se anotan los datos de colecta de las muestras como son la campaña, estación, fecha, hora, coordenadas, profundidad, nucleador utilizado y observaciones relevantes sobre las muestras o maniobra de muestreo.

2.2. Submuestreo de la secuencia sedimentaria

En sedimentos finos el contenido de agua es aproximadamente 80% los primeros 10 cm de profundidad, 70% alrededor de los 20 cm, 50–60% entre los 30–40 cm, y por debajo de los 50 cm de profundidad el sedimento está más compacto y hay poco cambio en el contenido de agua (Mudroch y MacKnight, 1994).

El tubo que contiene la secuencia de sedimentos se corta longitudinalmente con una sierra, obteniendo dos mitades sobre las cuales se pasa una espátula de plástico previamente humedecida en agua destilada y se desplaza de manera horizontal para eliminar restos de rebabas del tubo y hacer visibles las características texturales, composición y color del sedimento, la cual se limpia repetidamente para no contaminar la secuencia. Una de las mitades se utiliza como testigo y la otra para realizar la descripción litológica, fechado y diversos análisis, entre ellos el micropaleontológico. Los intervalos de muestreo se determinan de acuerdo con el objetivo de investigación, longitud de recuperación de la columna sedimentaria y la tasa de sedimentación del área de estudio.

El submuestreo de la secuencia sedimentaria se realiza de la siguiente manera. Sobre ambos márgenes de los costados del tubo seccionado longitudinalmente se coloca una cinta métrica para marcar los intervalos de muestro de la porción superficial a la más profunda (generalmente cada centímetro) siguiendo la referencia *top-bottom* rotulada durante la colecta. En el primer

intervalo de muestreo se introduce de manera alineada a las marcas de ambos lados del tubo una hoja de acetato recortada del tamaño del semicírculo interior del tubo, la cual esta previamente humedecida (para que no se adhiera sedimento) y obtener secciones a manera de rebanadas y evitar que se colapse la secuencia durante el muestreo, posteriormente con una espátula de plástico se colecta la muestra. En secuencias cortas de núcleos o muestras superficiales, los sedimentos se pueden submuestrear de manera vertical, sobre una base sólida tipo émbolo se coloca el tubo con la muestra y se desplaza hacia abajo la longitud del intervalo de muestreo, dejando expuesto el sedimento el cual se corta con ayuda de espátulas u hojas de acetato. En ambos casos, las muestras se colocan en bolsas de plástico previamente etiquetadas, entre cada submuestreo tanto el acetato como la espátula se deben de lavar. El testigo se cubre con plástico adherente (en el caso del muestreo longitudinal) y las muestras se almacenen en el cuarto frío (4°C) hasta su uso.

2.3. Colecta de sedimentos superficiales

El propósito de la colecta es obtener una muestra de sedimento representativa del área de estudio, sin perturbación que permita realizar estudios micropaleontológicos.

La muestra a recolectar debe de ser de material fresco y no intemperizado, por lo que se debe retirar el material superficial y excavar para tomar la muestra, esto para evitar la contaminación de niveles estratigráficos superiores por lavado. También se recomienda iniciar el muestreo desde los niveles estratigráficos inferiores (base) para evitar la contaminación con muestras de la parte superior. Se sugiere evitar tomar las muestras de niveles bioturbados debido a la mezcla que esta actividad ocasiona en los estratos (Horne y Siveter, 2016).

El intervalo de muestreo depende de los objetivos, si se lleva a cabo de manera puntual se puede muestrear cada 10 cm si se requiere alta resolución (Slipper, 2005), o cada metro o cambio de litología si se quiere llevar a cabo un estudio de reconocimiento. En muestras de canal el intervalo puede ser hasta de 3 m (Armstrong y Brassier, 2005).

La cantidad de muestra que se debe recolectar en campo generalmente es mayor a la que va a estudiarse, esto para tener muestra de reserva que pueda usarse como referencia o reemplazo (Slipper, 2005).

Para el análisis y separación de los microfósiles se utilizan entre 250 a 500 g de sedimento no consolidado (Slipper, 2005) o 30 g de sedimento semiconsolidado (Horne y Siveter, 2016).

Si el material está poco consolidado se tiene que disgregar usando métodos de fragmentación mecánica que no dañen el material fósil, la primera opción es el remojo con agua, el segundo es por temperatura diferencial que consiste en hervir la muestra y después ponerla a congelar hasta que el material se separe en

sedimentos. También puede aplicarse una separación por ataque químico con peróxido de oxígeno al 50-100% (H_2O_2), ácido acético (CH_3COOH) 4%-10%, ácido fórmico (CH_2O_2) al 10%, ácido clorhídrico (HCl) al 36%, o ácido hidrofúrico (HF) al 40%. Las soluciones se deben de cambiar periódicamente (entre 4 y 24 horas dependiendo de la reacción), y el material debe estar en constante revisión para evitar que los ácidos dañen a los microfósiles.

3. Procesamiento de la muestra de organismos calcáreos: foraminíferos y ostrácodos

3.2. Separación por lavado y tamizado

En micropaleontología se utiliza una variedad de técnicas de tamizado que pueden ser en húmedo o en seco, dependiendo de las características de la muestra. El tamizado permite clasificar y concentrar los microfósiles por tamaño, lo que facilita examinarlos bajo el microscopio. Con el tamizado en seco se tiene menos pérdida de muestra mientras que con el tamizado en húmedo pueden quedar residuos en los tamices (Slipper, 2005). Para el tamizado se recomienda usar un juego de tamices analíticos de malla metálica con diámetro de 10 cm y 3 cm de altura. En la Tabla 2 se muestra el número de juego de tamices comúnmente utilizado y la equivalencia estándar de abertura de malla.

Para identificar posibles ejemplares que hayan quedado en el tamiz y que no provengan de la muestra, sino que hayan sido transferidos como contaminantes, se usa una solución de azul de metileno, el cual coloreará el contaminante y permitirá su identificación y separación de la muestra a estudiar (Slipper, 2005).

Las muestras obtenidas en cada tamiz se separan y se dejan secar, el secado puede ser a temperatura ambiente o en estufas u hornos con una temperatura recomendada de 30-40 °C sin sobrepasar los 60°C para evita la fragmentación no deseada de los microfósiles (Denezine *et al.*, 2022). En caso de secado a temperatura ambiente se recomienda usar papel secante o filtro. Las muestras suelen guardarse en cajas de petri, crisoles o cápsulas de porcelana para su posterior separación. Debido al tamaño de los ostrácodos y foraminíferos, usualmente

estos quedan retenidos en los tamices número 40 y 60, mientras que los organismos juveniles se retienen en el tamiz número 80 (Figura 2).

3.2. Separación (“picking”), cuarteado, montaje y clasificación

La separación (“picking”) de los microfósiles se realiza bajo un microscopio estereoscópico con luz reflejada, se recomienda utilizar un pincel fino de pelo de camello humedecido en agua destilada, preferiblemente del número 00 o 000, esto debido a que las cerdas naturales son suaves pero firmes y no generan estática, a diferencia de los pinceles de materiales sintéticos que dificultan la extracción de los ejemplares (Figura 2). Los microfósiles se van separando y se colocan en una celda de porcelana o en una bandeja de metal (“picking tray”) que es la placa para conteo. Puede usarse otro tipo recipientes que sean de vidrio, ya que los recipientes plásticos generan estática y hace que las muestras queden pegadas a las paredes o “brinquen” al ser manipulados (Figura 2).

Si el material recuperado es mucho o hay una gran cantidad de organismos calcáreos, este se subdivide con un fraccionador Otto hasta obtener una fracción (1/2, 1/4, 1/8, etc.) de la muestra en la que se obtengan entre 300 a 500 ejemplares, debido a que este número es estadísticamente representativo (Figura 2).

Los microfósiles se extraen manualmente con un pincel humedecido y se colocan en placas micropaleontológicas que previamente se impregnan con pegamento semipermanente para evitar que los ejemplares se muevan, y posterior a su montaje, estos se puedan manipular al humedecerlos para poder observarlos desde diferentes vistas (Armstrong y Brassier, 2005).

Los pegamentos comúnmente utilizados son gomas orgánicas como el tragacanto, goma guar o goma arábiga, a la cual se agregan gotas de esencia de clavo para evitar el crecimiento de hongos. En climas muy cálidos y húmedos estas gomas orgánicas sufren la degradación fúngica en cuyo caso puede utilizarse el adhesivo sintético para encuadernar Jade R®.

Existe una gran diversidad de diseños de laminillas micropaleontológicas que, generalmente, son placas de cartón que presentan cavidades o celdas, las placas se cubren con un portaobjetos de vidrio el cual se ajusta con una camisa de aluminio para almacenar el material. La elección dependerá del tipo de material con que se esté trabajando, pueden ser con fondo blanco o negro, con cavidades circulares o rectangulares (celdas de Plummer y Franke), y con diversidad en el número de divisiones, una gran variedad de modelos comerciales se encuentra disponible en la página de kreativicas (<http://www.microslides.kreativika.sk/?q=offer>). Estas divisiones facilitan ordenar, cuantificar y determinar taxonómicamente los ejemplares. La ventaja de manipularlos con un pincel es que se pueden observar los especímenes en todas las vistas, lo que facilita su

Tabla 2. Medidas del juego de tamices micropaleontológicos más frecuentemente utilizados (modificado de Pettijhon *et al.*, 1972).

Número de tamiz	Phi (Ø)	Abertura de malla (µm)	Tamaño en la escala de Wentworth
20	0.25	850	Arena gruesa
40	1.25	425	Arena fina
60	2.0	250	Arena fina
80	2.5	180	Arena muy fina
100	2.75	150	Arena muy fina

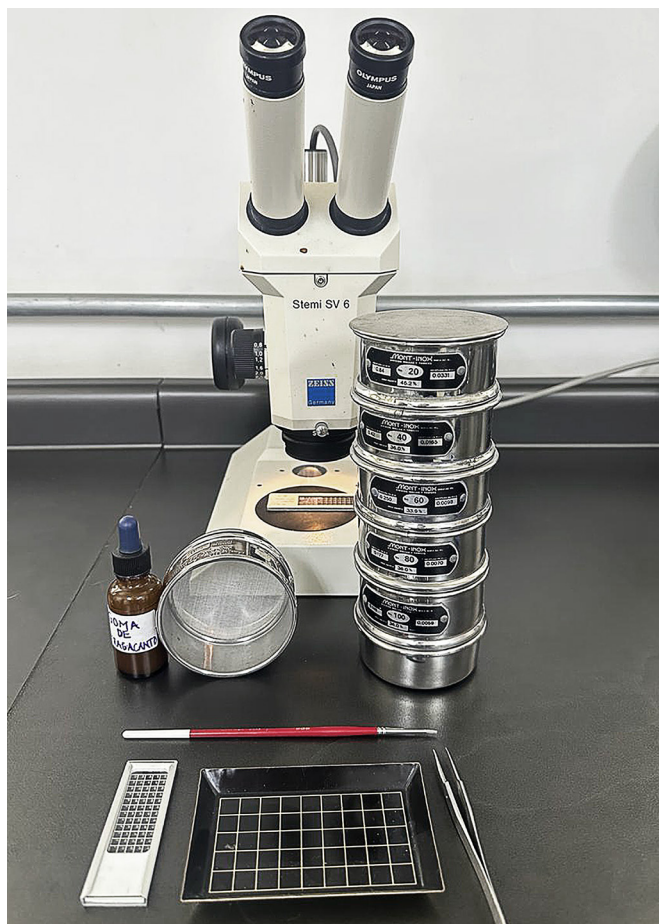


Figura 2. Materiales utilizados para la separación de microfósiles y montaje semipermanente en celdas de Plummer.

identificación. La clasificación puede ser según diferentes criterios de tamaño, morfología, por taxón entre otros (Horne y Siveter, 2016), (Figura 2). En la mayoría de los casos los microfósiles necesitan extraerse de estas preparaciones para montarse de manera individual en portaobjetos de aluminio para su fotografiado en microscopía electrónica de barrido (MEB).

3.3. Procesamiento de la muestra de organismos calcáreos: cocolitofóridos

Para la obtención de cocolitofóridos se utiliza un procedimiento de decantación. Se colocan 0.3–0.5 g de sedimento seco en 10–30 ml de agua destilada y se mezcla continuamente hasta disgregar el material por un par de horas; el agua destilada se puede sustituir por peróxido de hidrógeno si hay materia orgánica. Se toma una alícuota de 100–300 μ l de la porción media de la mezcla y se agrega a una caja Petri de 40–60 mm de diámetro, en su interior se coloca un portaobjetos de vidrio, la caja petri se llena con una solución de grenetina en polvo sin sabor “Gold gelatine” (para reducir la tensión superficial) y agua destilada (0.05 g/L), se deja a 20 °C entre 12–24 h, el líquido se retira colocando cuidadosamente tiras de

papel filtro en el borde de la caja Petri. Sobre el portaobjetos seco se coloca el cubreobjetos con bálsamo de Canadá como medio de montaje (índice de refracción de 1.53 adecuado para la refracción de la calcita), se realiza un conteo de entre 300–500 cocolitofóridos bajo un microscopio óptico con luz polarizada (Flores y Sierro, 1997; Langley et al., 2020).

4. Procesamiento de la muestra de organismos silíceos: diatomeas, radiolarios y silicoflagelados

Se toman 0.5 g de muestra de sedimento seco para procesar químicamente con ácido clorhídrico (10 ml de HCl al 10%) y peróxido de oxígeno (30 ml de H₂O₂ al 30%) para eliminar carbonatos y materia orgánica respectivamente en una parrilla a 80 °C, adicionalmente si hay una alta concentración de materia orgánica, se puede utilizar ácido nítrico (HNO₃ al 70%) o pirofosfato de sodio (Na₄P₂O₇ al 10%) (técnica modificada de Monjanel y Baldauf, 1989). Posteriormente al concluir la digestión química, se realizan lavados con agua destilada para neutralizar el pH del material recuperado y se coloca en frascos de 30 ml (es recomendable que además de la tapa se usen contratapas durante el almacenamiento para evitar pérdida de material por evaporación), de este concentrado se toma una alícuota de 200 μ l y se coloca sobre un cubreobjetos de vidrio redondo comúnmente de 18 mm de diámetro, se deja secar por 24 h al aire en un ambiente libre de polvo, si el material se encuentra muy concentrado y dificulta la observación se realizan diluciones hasta obtener aquella que permita una adecuada distribución y observación del material silíceo. Para preparar las laminillas permanentes se usa Naphrax como medio de montaje el cual es preferido por su índice de refracción (1.74), en la parrilla a 100°C en un portaobjetos de vidrio se coloca una gota de medio de montaje y sobre esta el cubreobjetos con la muestra seca presionando cuidadosamente con unas pinzas, cuando se eliminan las burbujas se retira de la parrilla y se dejan secar. Bajo el microscopio óptico se realiza la observación de las laminillas micropaleontológicas; así como, el conteo e identificación como mínimo de 300 organismos o valvas en el caso de las diatomeas para tener un análisis estadístico que sea representativo (Armstrong y Brassier, 2005).

5. Conclusiones y recomendaciones

Se realizó una síntesis de los principales métodos de recolecta que se aplican en México para la obtención, análisis y separación de los microfósiles marinos calcáreos y silíceos, destacando las modificaciones que se realizan para el estudio de estos organismos en nuestro país.

Estos métodos, aunque han sido establecidos desde hace al menos dos siglos, se han adaptado a las necesidades actuales, tanto por la disposición de materiales; así como, por el surgimiento de nuevas tecnologías que han permitido una caracterización más detallada de los microfósiles.

Aunado a esto, la mayoría de los métodos se han establecido en países que no comparten las mismas características de temperatura y humedad a la que las colecciones de microfósiles del país se encuentran expuestas.

Agradecimientos

Se agradece al Dr. Carlos Castañeda Posadas y a la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla por la invitación a participar en el Paleoworkshop “Rescate del material paleontológico mexicano”. Igualmente, se agradece al editor de la Revista Paleontología Mexicana, Dr. Josep Anton Moreno Bedmar, por la buena disposición para la publicación de un número especial dedicado al Paleoworkshop. Además, se agradece a dos revisores anónimos por sus constructivos comentarios que aportaron mejoras en el presente trabajo.

Referencias

Armstrong, H. A., & Brassier, M. D. (2005). *Microfossils*. Blackwell Publishing.

- Denezine, M., Rodrigues, R., Do Carmo, D. A., Guimarães, E. M., Gert Walde, D. F., Souza, C. J., Germs, G., Silveira, L., Valdivia, C. G., & Nunes, O. O. (2022). Methodological development of a combined preparation for micropaleontological and sedimentological studies of samples from the Proterozoic Record. *Frontiers in Earth Science*, 10. <https://doi.org/10.3389/feart.2022.810406>
- Flores, J. A., & Sierro, F. J. (1997). Revised technique for calculation of calcareous nannofossil accumulation rates. *Micropaleontology*, 43(3), 321–324.
- Horne, D. J., & Siveter, D. J. (2016) Collecting and processing fossil ostracods. *Journal of Crustacean Biology*, 36(6), 841–848. <https://doi.org/10.1163/1937240X-00002487>
- Kennett, J. P. (1982). *Marine Geology*, Prentice-Hall, Englewood Cliffs, N.J.
- Márquez-García, A. Z. (2000). Muestreo en Oceanografía Geológica. En A. Granados-Barba, V. Solís-Weiss, & R. Bernal-Ramírez (Eds.), *Métodos de Muestreo en la Investigación Oceanográfica*. UNAM.
- Langley, B., Halloran, P. H., Power, A., Rickaby, R. E. M., Chana, P., Diver, P., Thornalley, D., Hacker, C., & Love, J. (2020). A new method for isolating and analysing coccospheres within sediment. *Scientific Reports*, 10, 20727. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-77473-5>
- Lipps, J. H. (1996). Microfossils. *The Paleontological Society Papers*, 2, 217–226. <https://doi.org/10.1017/S1089332600003284>
- Monjanel, A. L., & Baldauf, J. G. (1989). Miocene to Holocene diatom biostratigraphy from Baffin Bay and Labrador Sea, Ocean Drilling Program Sites 645 and 646. In *Proceedings of the Ocean Drilling Program, Scientific Results*, 105, 305–322. <https://doi.org/10.2973/odp.proc.sr.105.127.1989>
- Mudroch, A., & MacKnight, S. D. (1994). Bottom sediment sampling. In Mudroch, A. & MacKnight, S. D. (Eds.) *Handbook of techniques for aquatic sediments sampling* (2nd ed.), CRC Press.
- Pettijhon, F. J., Potter, P. E., & Siever, R. (1972). *Sand and Sandstone*. Springer-Verlag.
- Slipper, I. J. (2005). Micropaleontological techniques. In Selley, R.C., Robin, L., Cocks, M. & Plimer, I.R. (Eds.) *Encyclopedia of Geology* (pp. 470–475). <https://doi.org/10.1016/B0-12-369396-9/00105-2>