



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**

---

**FACULTAD DE INGENIERÍA**

**EVALUACIÓN DE LAS CARACTERÍSTICAS  
MORFOLÓGICAS DE LOS FORAMINÍFEROS  
DE LA FORMACIÓN TUXPAN, LOCALIDAD  
BARRA DE CAZONES. VERACRUZ**

**TESIS**

Que para obtener el título de

**INGENIERO GEÓLOGO**

**P R E S E N T A**

ALEJANDRO DE JESUS RODRÍGUEZ LÓPEZ

**DIRECTOR DE TESIS**

DRA. MA CATALINA GÓMEZ ESPINOSA



Ciudad Universitaria, Cd. Mx., 2016

Para las personas que están a mi lada y las que ya no.  
A la memoria de mi abuelo López Uribe Lorenzo 2014  
Y de mi mejor amigo Martínez Rodrigo 2009

Dedicatoria.

Mi madre fue la mujer más bella que jamás conocí.  
Todo lo que soy, se lo debo a mi madre.  
Atribuyo todos mis éxitos en esta vida a la enseñanza moral,  
intelectual y física que recibí de ella.

**George Washington**

Son muchas las personas a las que quiero dedicar esta Tesis. Familiares, amigos, compañeros, todos son especiales y personas únicas y auténticas. Muchas están ahora conmigo y otras, en los buenos recuerdos y en el corazón.

Me gustaría dedicársela en especial a mi abuelo, que fue más que eso, un ejemplo a seguir, mi figura paterna, tantas cosas que me enseñó, respeto, puntualidad, caballerosidad, tener presencia. Le agradezco porque él me dio a la mejor madre, una mujer trabajadora, que nunca se da por vencida, siempre de pie, que consigue lo que quiere y nunca me ha dejado subestimarme, siempre exigiéndome, gracias a ella, hoy me encuentro aquí, hoy podría ser todo, menos ingeniero, pero gracias a sus exigencias, hoy lo soy.

Lo que he logrado ser, es gracias a todos ustedes, por levantarme, apoyarme y animarme a siempre seguir. No sé si llegarán a leer esta dedicatoria y, aunque así no sea, saben que forman parte de mí, por todo lo que vivimos y por lo que me han brindado.

## AGRADECIMIENTOS

En primer, lugar le agradezco profundamente a mi directora, DRA. MA CATALINA GÓMEZ  
ESPINOSA

Gracias Miss, por haberme dedicado mucho de su tiempo. Y, sobre todo, por haber sido muy tolerante y comprensiva, ante un estudiante poco paciente, por transmitirme tantos conocimientos, por haberme acompañado este tiempo, no sólo en la parte académica, sino también en la personal...

Al DR. Frank Raúl Gío-Argáez, por permitirme estar en su laboratorio durante el tiempo que elabore mi tesis, brindarme siempre su tiempo y asesorándome en la manera y forma de llevar parte del método para la obtención de mis muestras (foraminíferos).

A la DRA. Blanca E. Buitrón Sánchez, por poner a mi disposición el acceso a los microscopios petrográficos del Instituto de Geología.

A el M.C. Emiliano Campos Madrigal por otorgarme el permiso para la elaboración de láminas delgadas y permitirme que su ayudante la señora Martha, me asesorara en la elaboración de éstas.

Al DR. Eduardo Aguayo Camargo. Por revisar rápida y minuciosamente mi tesis, para mejorar, algunos detalles en ella.

A la señorita bióloga y futura arquitecta, Brenda Berenice Martínez Villa y a la maestra Miranda Martínez Adriana Yanet por darme asesoría en los software de edición de imágenes entre algunas cosas más.

Pero sobre todo a mis compañeros y más que simples compañeros, a mis amigos "CHILANGA BANDA" (Pollos, Rancher, Moho, Fredy, Viky, Miguel, Nilo, Campe, Tocayo, Jonh, Rodro, Juan).

# Índice

## Resumen

<b>I. Introducción.....</b>	<b>1</b>
1. Generalidades del Orden Foraminiferida.....	2
1.1. Características de la testa.....	3
1.1.1. Composición y morfología.....	3
1.1.2. Textura de las testas carbonatadas.....	3
1.1.3. Excepciones en la composición de la testa.....	4
1.2. Arreglo de las cámaras.....	5
1.3. Aberturas.....	6
1.4. Ornamentación.....	6
2. Información de los organismos vivos.....	7
2.1. Alimentación.....	7
2.2. Reproducción.....	7
2.3. Productividad.....	8
3. Alcance estratigráfico.....	9
4. Consideraciones sobre la taxonomía.....	10
5. Importancia.....	11
<b>II. Objetivos.....</b>	<b>13</b>
<b>III. Justificación.....</b>	<b>13</b>
<b>IV. Área de estudio.....</b>	<b>13</b>
4.1. Geología Regional.....	13
4.2. Hidrografía.....	16
4.3. Entorno costero.....	16
4.4. Localidad de muestreo.....	16
<b>V. Antecedentes.....</b>	<b>18</b>
<b>VI. Material y método.....</b>	<b>19</b>
5.1. Trabajo de campo.....	19
5.2. Trabajo de laboratorio.....	19
a) Elaboración de láminas.....	19
b) Proceso de separación (Separación de los foraminíferos).....	20
c) Proceso de preparación y observación.....	20
<b>VII. Resultados.....</b>	<b>24</b>
Sistemática paleontológica.....	24
Resultados de la microtomografía.....	43
<b>VIII. Discusión.....</b>	<b>44</b>
8.1. Técnicas de observación ventajas y desventajas.....	44
8.1.1. Lámina.....	44
8.1.2. Microscopio estereoscópico.....	45
8.1.3. Microscopio electrónico.....	46
8.1.4. Microtomografía.....	47
8.2. Consideraciones paleoambientales.....	48
8.2.1. Suministro de nutrientes.....	48
8.2.2. Naturaleza del sustrato.....	48
8.2.3. Energía hidrodinámica y profundidad.....	48
<b>IX. Conclusiones.....</b>	<b>49</b>
<b>X. Recomendaciones.....</b>	<b>50</b>
<b>XI. Literatura citada.....</b>	<b>50</b>

## **Anexo 1.- Composición química de la testa fósil de *Spirosigmoilina tenuis* y *Anzawaia concentrica*.**

### **Índice de figuras**

Figura 1. Ejemplo de algunos tipos de pared en la testa de los foraminíferos (Tomada de Armstrong y Brasier, 2005).

Figura 2. Distribución estratigráfica de los grupos de foraminíferos, el ancho de las barras representa el número de familias (Tomado de Tosk, 1988).

Figura 3. Localización geográfica del área de estudio a) Mapa con coordenadas. b) Mapa satelital (Google, 2015).

Figura 4. A) Vista Panorámica de Playa Norte marcado con un recuadro los afloramientos de la Fm. Tuxpan B) Vista del afloramiento.

Figura 5.- Esquema del procesamiento en laboratorio para la separación, montaje y observación de los foraminíferos. 5a. Montaje de *A. lessoni* para su escaneo en el CCADET.

Figura 6. 6.1-6.8 *Lenticulina americana* (Cushman, 1918). 6.1-6.3 Imágenes tomadas con microscopía electrónica de masas con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD) 6.4 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3) 6.5-6.7 Imágenes tomadas con microscopio estereoscópico; 6.8 Imagen tomada con microscopía óptica. 6.9-6.11 *Lenticulina armata* (Neugeboren, 1872). 6.9 Imagen tomada en microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); 6.10 Imagen tomada con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3); 6.11 Imagen tomada con microscopio estereoscópico. Escala de la barra 200 µm.

Figura 7. 7.1-7.12 *Astacolus vaughani* (Cushman, 1918). 7.1-6.3 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); 7.4 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3). 7.5-7.6 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); 7.7-7.8 Imágenes tomadas con microscopía estereoscópica; 7.9-7.10 Imágenes tomadas con microscopía óptica; 7.11 Lámina B-1, 7.12 Lámina C-3, imágenes tomadas con microscopía óptica. Escala de la barra 200 µm.

Figura 8. 8.1-8.11 *Amphistegina lessonii* d'Orbigny, 1826. 8.1 Imagen tomada con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD). Escala de la barra 200 µm. 8.2, 8.4 Imágenes tomadas en microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3); 8.3 Imagen tomadas con microscopía estereoscópica; 8.5-8.7 Imágenes tomada con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); 8.8 Lámina A-2, imagen tomada con microscopía óptica; 8.9 Lámina C-2, 8.10 Lámina C-4, imagen tomada

con microscopía óptica; 8.11 Lámina D-1, imagen tomada con microscopía óptica. Escala de la barra 200  $\mu\text{m}$ .

Figura 9. 9.1-9.11 *Hanzawaia concentrica* (Cushman, 1918). 9.1-9.2, 9.5 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); 9.3-9.4 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3); 9.6 Imagen tomada con microscopía estereoscópica; 9.7-9.8 Imágenes tomada con microscopía óptica; 9.9 Lámina A-2, 9.10 Lámina A-4, 9.11 Lámina B-1, imágenes tomadas con microscopía óptica. Escala de la barra 200  $\mu\text{m}$ , excepto en 9.5 y 9.11 donde la escala es de 100  $\mu\text{m}$ .

Figura 10. 10.1-10.3 *Bolivina* sp. 10.1 Imagen tomada con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); 9.2 Imagen tomada con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3); 9.3 Imagen tomadas con microscopía estereoscópica. Escala de la barra 200  $\mu\text{m}$ .

Figura 11. 11.1-10.3, 11.7-11.9 *Globigerina bulloides* d'Orbigny, 1826. 11.1 Imagen tomada con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); 11.2-11.3 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3). 11.7-11.9 Imágenes tomadas con microscopía óptica. 11.4-11.6 *Globigerinoides sacculifer* (Brady, 1877). Imágenes tomadas con microscopía estereoscópica. 11.10-11.16 Globigerinidos: No se puede identificar si corresponde a *Globigerina bulloides* o *Globigerinoides sacculifer*. 11.10-10.16 Lámina A-1, 10.12 Lámina A-2, 10.13-10.14 Lámina A-3, 10.15-10.16 Lámina A-4, imágenes tomadas con microscopía óptica. Escala de la barra 200  $\mu\text{m}$ .

Figura 12. 12.1-12.3 Globigerinidos: No se puede identificar si corresponde a *Globigerina bulloides* o *Globigerinoides sacculifer*. 12.1 Lámina B-1, 12.2 Lámina C-4, 12.3 Lámina D-2, imágenes tomadas con microscopía óptica. 12.4-12.13 *Orbulina universa* d'Orbigny, 1839. 12.4-12.5 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); 12.6 Imagen tomada con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3); 12.7 Imagen tomada con microscopía estereoscópica; 12.8 Imagen tomada con microscopía óptica; 12.9 Lámina A-1, 12.10 Lámina A-2, 12.11 Lámina C-3, 12.12-12.13 Lámina C-4, imágenes tomadas con microscopía óptica. Escala de la barra 200  $\mu\text{m}$ .

Figura 13. 13.1-13.11 *Nonion commune* (d'Orbigny, 1846). 13.1-13.3 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD). 13.4 Imagen tomada con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3); 13.5-13.7 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD). 13.8-13.10 Imágenes tomadas con microscopía estereoscópica; 13.11 Lámina B-2, imagen tomada con microscopía óptica. Escala de la barra 200  $\mu\text{m}$ , excepto en 13.11 donde la escala es de 100  $\mu\text{m}$ .

Figura 14. 14.1-14.11 *Elphidium rugosum* (d'Orbigny, 1846). 14.1-14.4 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); 14.5 Imagen tomada con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3); 14.6-14.8 Imágenes tomadas con microscopía estereoscópica; 14.9 Imagen tomada con microscopía óptica; 14.10 Lámina B-1, 14.11 Lámina B-2, imágenes tomadas con microscopía óptica. Escala de la barra 200  $\mu\text{m}$ .

Figura 15. 15.1-15.4 *Spiroplectinella* sp. A. 15.1-15.2 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); 15.3-15.4 Imagen tomada con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3). 15.5 *Spiroplectinella* sp. B. Imagen tomada con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3). 15.6-15.10 *Clavulina* sp. 15.6 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); 15.7-15.8 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3); 14.6 Imágenes tomadas con microscopía estereoscópica; 14.7 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD). Escala de la barra 200  $\mu\text{m}$ .

Figura 16. 16.1-16.9 *Clavulina* sp. 16.1-16.2 Imagen tomada con microscopía óptica. 16.3 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); 16.4 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3). 16.5-16.9 *Bigenerina* sp. 14.5, 16.9 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); 16.6 Imagen tomada con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3); 16.7 Imágenes tomadas con microscopía estereoscópica; 16.8 Imagen tomada con microscopía óptica. 16.10 *Textularia* sp. Imagen tomada con microscopía electrónica con detector de electrones retrodispersados (NTS BSD); Escala de la barra 200  $\mu\text{m}$ .

Figura 17. 17.1-17.7 *Spirosigmoilina tenuis* Czjzek, 1848. 17.1-17.3 Imágenes tomadas con microscopía electrónica con detector de alto vacío (VPSE G3); 17.4 Imágenes tomadas con microscopía estereoscópica; 17.5 Imagen tomada con microscopía óptica; 17.6 Lámina A-1, 17.7 Lámina A-4, imágenes tomadas con microscopía óptica; Escala de la barra 200  $\mu\text{m}$  excepto en 15.5 y 15.7 donde la escala es de 100  $\mu\text{m}$ .



## RESUMEN

Se estudiaron los foraminíferos miocénicos (Langiano) de la Formación Tuxpan (Dumble, 1911) provenientes de los afloramientos de la localidad de Barra de Cazonés, Veracruz.

En esta investigación se utilizaron varias técnicas de observación y visualización (lámina petrográfica, microscopio óptico, microscopio electrónica de masas con adaptadores de electrones dispersados y con detector de alto vacío y también se intentó aplicar la técnica de tomografía computarizada) esto con la finalidad de realizar la descripción de la morfología interna y externa de los foraminíferos y actualizar el estatus taxonómico y alcances estratigráficos, además de comparar las técnicas e identificar la utilidad de cada una de ellas aplicándola al estudio de microfósiles.

Se identificaron 17 taxones, de estos once pudieron ser reconocidos a nivel de especie y seis a nivel de género. El conjunto de foraminíferos de la Fm. Tuxpan está formado por: *Lenticulina americana* (Cushman, 1918), *L. armata* (Neugeboren, 1872), *Astacolus vaughani* (Cushman, 1918), *Amphistegina lessonii* d'Orbigny, 1826, *Hanzawaia concentrica* (Cushman, 1918), *Bolivina* sp., *Globigerina bulloides* d'Orbigny, 1926, *Globigerinoides sacculifer* (Brady, 1877), *Orbulina universa* d'Orbigny, 1839, *Nonion commune* (d'Orbigny, 1846), *Elphidium rugosum* (d'Orbigny, 1846), *Spiroplectinella* sp. A, *Spiroplectinella* sp. B, *Clavulina* sp., *Bigenerina* sp., *Textularia* sp. y *Spirosigmoilina tenuis* Czjzek, 1848.

De los foraminíferos que habían sido reportados para esta formación cuatro han cambiado su estatus taxonómico, además de cuatro especies que actualmente se consideran en sinonimia. Los foraminíferos aglutinantes no habían sido previamente reportados.

Respecto a las ventajas y desventajas de los métodos de visualización utilizados las láminas delgadas permiten observar los foraminíferos aglutinantes y la morfología interna pero no permiten apreciar la pared de la testa y la morfología depende del tipo de corte. El microscopio óptico permite observar la pared de la testa y la abertura pero no se tiene suficiente resolución para identificar observar la pared. El microscopio electrónico de masas con luz dispersa da mayor resolución a los detalles de la morfología externa de la testa y con detector de vacío permite ver detalles de la pared, aunque para observar la morfología interna debe fragmentarse la testa.

## ABSTRACT

The foraminifera of Tuxpan Formation (Miocene) from Barra de Cazonas outcrops, Veracruz State outcrops were studied.

The aims of this study were to update the taxonomy and geological range of foraminifera, as well as, to compare the use of some visual techniques for the study and description of the internal and external morphology of the test.

The foraminifera were studied applying many techniques: thin slide, optical microscopy and, electron microscope with retrodispersed electrons and high vacuum. Microtomography technique was also applied.

A total of 17 taxa were identified, eleven of them were identified to species level and six to genus level. Fossil foraminifera assemblage from Tuxpan Formation are composed of: *Lenticulina americana* (Cushman, 1918), *L. armata* (Neugeboren, 1872), *Astacolus vaughani* (Cushman, 1918), *Amphistegina lessonii* d'Orbigny, 1826, *Hanzawaia concentrica* (Cushman, 1918), *Bolivina* sp., *Globigerina bulloides* d'Orbigny, 1826, *Globigerinoides sacculifer* (Brady, 1877), *Orbulina universa* d'Orbigny, 1839, *Nonion commune* (d'Orbigny, 1846), *Elphidium rugosum* (d'Orbigny, 1846), *Spiroplectinella* sp. A, *Spiroplectinella* sp. B, *Clavulina* sp., *Bigenerina* sp., *Textularia* sp. y *Spirosigmoilina tenuis* Czekanowski, 1848.

Four of the foraminifera previously registered for the Tuxpan Formation has been changed the taxonomical status; while another four are now considered as synonyms. Agglutinated foraminifera have not been previously reported.

About the advantage and disadvantage of the techniques applied was concluded that thin layer allows to observe agglutinated foraminifera and the inner morphology of the test, but the morphology observed depends in the type of cut you are watching. Optical microscope let's see the tests wall and the opening but, it has the disadvantage of the low resolution. Mass Electron Microscope with retrodispersed electrons allows to see the outer morphology of the test. Mass Electron Microscope with high vacuum allows to see details of the wall but, it is not possible to see the inner morphology of the test with this technique.

## I. INTRODUCCIÓN

La micropaleontología aplicada contribuye en gran medida a la resolución de problemas geológicos y desempeña un papel muy importante en la industria petrolera debido a la utilidad de los microfósiles como control bioestratigráfico, de sondeo y para la localización de niveles productivos, además de que tienen una amplia aplicación en el campo de la sedimentología y la paleoceanografía (Arenillas *et al.*, 2000).

El término fósil deriva del latín “*fossilis*” que significa excavar o desenterrar y, en un principio, era aplicado a cualquier material ajeno a las rocas pero que se encontraba dentro de ellas, sin importar si era de origen orgánico o inorgánico (Prothero, 2004).

En la actualidad un “fósil” es definido como una evidencia de vida antigua que ha llegado a formar parte de la corteza; sin embargo se considera que el uso de la palabra “antigua” en la definición es arbitraria, pues algunos autores la interpretan como aplicable exclusivamente a organismos extintos mientras que para otros implica un límite temporal (García y Miller, 1998; Schöpfung, 1975).

La definición más práctica de fósil es la dada por Grimaldi y Engel (2005) quienes consideran que “un fósil es un resto o trabajo de alguna especie viva o extinta que se ha preservado de manera natural por varios miles de años o más”. El límite temporal más común define a los fósiles como prehistóricos y entonces implica los restos o actividad de organismos que tengan una antigüedad mayor a los 10 mil años (García y Miller, 1998; Schöpfung, 1975).

Los procesos de fosilización a través de los cuales se pueden preservar los organismos son de acuerdo a Schöpfung (1975): preservación duripártica, preservación autigénica, permineralización y compresión carbonosa; incluyendo también procesos especiales como la preservación en resinas fósiles (ámbar), la preservación en brea y la momificación natural.

La ciencia que estudia e interpreta el pasado de la vida sobre la Tierra a través de los fósiles es la Paleontología, del griego *palaios* (antiguo), *onto* (ser), *logos* (estudio o tratado). La paleontología está dividida en cuatro ramas: la paleontología de vertebrados, la paleontología de invertebrados, la paleobotánica y la micropaleontología (Buitrón *et al.*, 2010).

La micropaleontología es la rama de la paleontología que se encarga de estudiar los restos o huellas de animales y vegetales microscópicos, que se han preservados mediante procesos naturales y que reciben el nombre de microfósiles (Ayala-Castañares, 1956).

Bajo el término de microfósiles se incluyen diversos grupos de organismos: con esqueletos calcáreos, silíceos, orgánicos o quitinosos, así como partes de organismos macroscópicos; es un agrupamiento

arbitrario y utilitario que incluye organismos protistas, partes microscópicas de cordados y vegetales (Martínez, 1999), que lo que tienen en común es un tamaño de decenas de micras hasta 2 mm y requieren ser estudiados con ayuda de un microscopio (Ayala-Castañares, 1956).

La micropaleontología es interdisciplinaria con la geología, estratigrafía, sedimentología, zoología, botánica, sistemática, biogeografía y paleoceanografía, entre otras.

Hasta la década de 1960 la Micropaleontología se ocupó fundamentalmente de la descripción de los microfósiles a través de la taxonomía y sistemática; de su distribución temporal con la bioestratigrafía y de su distribución geográfica con la biogeografía. Específicamente en bioestratigrafía los estudios se centraron en la determinación de zonas, de carácter regional y global, cuya distribución cronoestratigráfica se ha usado para correlacionar secciones (Martínez, 1999).

## **1. Generalidades del Orden Foraminiferida**

El primero en identificar a los foraminíferos como animales, a principios del siglo XVII, fue Scheuchzer (Milker y Schmiedl, 2012); sin embargo, este autor los incluyó dentro de los gasterópodos (Nuglisch, 1985). Entre 1801 y 1804 Lamarck estableció a algunos de los foraminíferos conocidos hasta entonces como órdenes independientes incluyendo a *Discorbis*, *Rotalia*, *Lenticulina* y *Nummulites* (Nuglisch, 1985). Por su parte D'Orbigny en 1826 consideró a los foraminíferos como cefalópodos y, fue hasta 1841 que Dujardin los asignó al orden Protozoa (Nuglisch, 1985).

El orden Foraminiferida Eichwald está conformado por organismos unicelulares que típicamente poseen una concha o testa mineralizada (Tyszka *et al.*, 2005).

Los foraminíferos son protozoos con una testa que consiste en cámaras sucesivas que se comunican a través de orificios llamados forámenes. La testa puede estar compuesta de materia orgánica, minerales o partículas aglutinadas. Las cámaras están separadas entre sí por tabiques llamados septos. La última cámara se comunica con el exterior a través de una o varias aberturas. Su tamaño generalmente oscila entre 0,1 y 1 mm, aunque algunas especies pueden alcanzar una talla de más de 10 cm.

Los foraminíferos se encuentran en todos los ambientes marinos y algunas especies están adaptadas al agua salobre.

Se reconocen dos formas de vida:

- **Bentónicos.** Estas son las formas que viven en el fondo marino, ya sea enterrados o directamente en la superficie de los sedimentos (endofauna), o están unidos a tallos de las plantas, rocas o partículas (epifauna).

- Planctónicos. Estas son formas que flotan pasivamente, movidos sólo por las corrientes, pero capaces de migrar verticalmente.

## **1.1. Características de la testa**

### **1.1.1 Composición y morfología**

Los foraminíferos se clasifican basándose en la composición y morfología de su testa. La composición de la pared puede ser orgánica, aglutinante o carbonatada (Figura 1).

- Orgánica: La pared está compuesta por mucopolisacáridos proteínicos como por ejemplo en los allogromina.
- Aglutinante: La pared se compone de partículas extrañas aglutinadas (granos de cuarzo, espículas de esponja, nannoconidos) incrustadas en un cemento de quitina o calcáreo secretado por el organismo (órdenes Astrorhizida, Lituolida, Trochamminida y Textulariida). Los granos pueden acumularse aleatoriamente o ser seleccionados en base a su gravedad específica, tamaño o forma. En algunas formas los granos tienen un arreglo particular.
- Carbonatada. Los foraminíferos que secretan una testa carbonatada están subdivididos en tres grupos mayores, microgranulados (*e.g. Fusulina*), porcelanaceos (*e.g. Miliolina*) e hialinos (*e.g. Globigerina*).

Las formas microgranulares, muy comunes durante el Paleozoico, están compuestas por granos subsféricos equidimensionales de calcita cristalina.

### **1.1.2 Textura de las testas carbonatadas.**

Microgranular.- La textura de la pared microgranular bajo el microscopio está compuesta de elementos calcáreos, es más resistente a la recristalización diagenética que la pared porcelanácea, en los fusulínidos y pferínidos, la pared microgranular no contiene granos aglutinados. Las formas mesozoicas imperforadas de textura aglutinante puede ser reemplazadas por material microgranular si no hay granos disponibles en el ambiente (Hottinger, 1986). Sus cristales a menudo están dispuestos como para dar un aspecto estriado en secciones delgadas (también llamada una pared pseudofibrosa).

Porcelanácea.- La textura porcelanacea se refiere al aspecto uniforme de la testa debido a que la pared calcárea es secretada completamente por el organismo. Está compuesta por tres capas: una capa interior y una exterior delgadas que encierra una capa de espesor medio. Las testas son imperforadas,

lisas y homogéneas, formada por calcita alta en magnesio. La superficie se asemeja a la porcelana blanca o al ámbar brillante (*e.g.* Orden Miliolida).

Hialina.- En la textura hialina se agrega una nueva lamela a la testa completa cada vez que se forma una cámara, la pared está penetrada por finos poros por lo que se le denomina perforada. La pared hialina puede ser vítrea, transparente o translúcida como en los órdenes Cartarinida (testa de macrocristales), Spirillinida (con un tejido pseudo-monocristalino), Lagenida, Buliminida, Rotaliida y Globigerinida). Hay evidencia de que fue a partir del Pérmico cuando las testas empezaron a ser calcíticas y que originalmente eran aragoníticas.

### 1.1.3 Excepciones en la composición de la testa

El orden Silicoloculinida, con un solo género *Miliammellus*; son un grupo de foraminíferos bentónicos que presentan conchas silíceas e imperforadas. Es el único grupo de foraminíferos con pared silícea, generada por la secreción de sílice opalino. Su alcance cronoestratigráfico va desde el Mioceno Superior hasta la Actualidad (Sen Gupta, 1999).

El suborden Spirillinina representado por el género *Spirillina*, tiene la testa formada por un único cristal de calcita (Bellier *et al.*, 2010).

El Suborden Involutina tiene la testa tubular formada por dos cámaras aragoníticas (Piller, 1983), al igual que el suborden Robertinina que comprende foraminíferos planispirales a trocospirales con una pared perforada, hialina, compuesta por aragonito y ópticamente radiada (Loeblich y Tappan, 1984).

El Suborden Carterinida que se cree secretan espículas de calcita que posteriormente son cementadas para formar una testa (Deutch y Lipps, 1976).

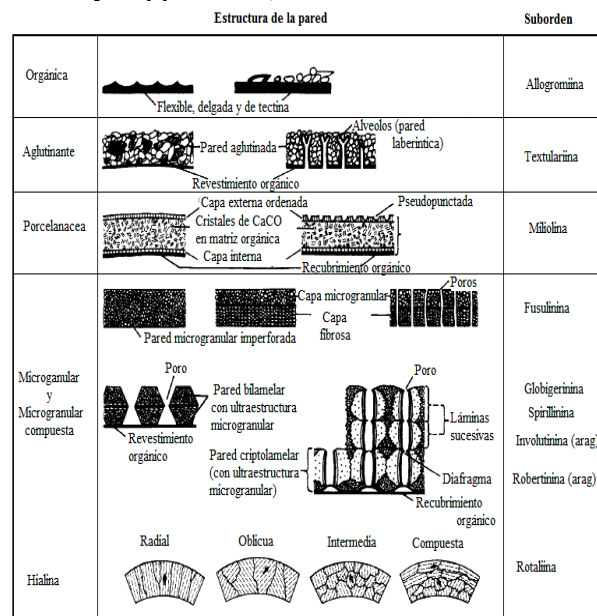


Figura 1. Ejemplo de algunos tipos de pared en la testa de los foraminíferos (Tomada de Armstrong y Brasier, 2005).

## 1.2. Arreglo de las cámaras.

La testa consiste en una o múltiples cámaras interconectadas por una abertura, el foramen. Las testas multiloculares son muy diversas en número, forma y disposición de las cámaras. La línea de unión entre dos cámaras sucesivas, a veces visibles en la superficie exterior de la testa se llama sutura. Los tipos de arreglo más comunes de las cámaras en la testa de los foraminíferos son (de acuerdo a Armstrong y Brasier, 2005; Bellier *et al.*, 2010 y Wetmore, 1995):

- La forma más simple es la **Unilocular** que consta de una sola cámara de forma esférica o tubular, algunos autores a esta última forma la denominan **Tubular**.
- El arreglo rectilíneo o curvado de las cámaras puede ser **Uniserial** si hay una sola línea de cámaras, y dependiendo del número de líneas en que se ordenen puede ser **Biserial** si están alineadas en una serie doble, **Triserial** si hay tres o **Multiserial** si hay un arreglo en múltiples filas.
- Se llama **Planispiral** si el arreglo de las cámaras se hace de forma enrollada en un solo plano. Ambos lados son iguales. El centro de la espiral es llamado ombligo. El enrollamiento puede ser involuto (si solo se ven las cámaras de la última vuelta) o evolutivo (si son visibles todas las cámaras).
- Si las cámaras se agregan en forma de una espira semejante a la concha de un caracol se llama **Trocoespiral**. El lado en que todas las cámaras son visibles (evolutiva) es llamado el lado espiral. El lado opuesto donde solo se ve la vuelta final (involuta) es llamado el lado umbilical. La dirección del enrollamiento no siempre es uniforme en todos los individuos de cualquier especie, puede estar a la derecha o a la izquierda (dextral o sinistral) dependiendo de variaciones climáticas o medioambientales.
- **Miliolina**, si las cámaras están arregladas en series donde cada cámara se extiende a todo lo largo de la testa, y cada cámara sucesiva está colocada en un ángulo de 180° con respecto a la cámara previa. Las cámaras generalmente son curvadas y están dispuestas en ciclos bi, tri o quinqueloculares.
- **Fusulina**, un arreglo enrollado planispiral que está alargado a lo largo del eje de enrollamiento. Cada cámara está dividida por un complejo conjunto de septos interiores.
- Las formas que viven unidas a una superficie sólida o están “enraizadas” en el sedimento se llaman **Arborescentes** cuando están arregladas en una serie de tubos ramificados.

- También hay especies que no tienen un orden definido de las cámaras, a los que se llama arreglo **Irregular**, estas formas generalmente corresponden con formas que viven unidas a superficies sólidas.

### 1.3 Aberturas

La abertura se encuentra en la pared de la cámara final y sirve para conectar los pseudópodos externos con el endoplasma interno, permitiendo el paso de comida y vacuolas contráctiles, núcleo y la liberación de células hijas. Su posición permanece más o menos constante a través de la ontogenia de manera que cada cámara está unida a la siguiente por un foramen o varios agujeros llamados foramina. En las formas que carecen de abertura, la foramina puede ser desarrollada de manera secundaria por reabsorción de la pared de la cámara (Armstrong y Brasier, 2005). El patrón de distribución de la o las aberturas es de gran importancia para la función de la testa y para la sistemática del grupo (Bellier *et al.*, 2010).

La abertura o aberturas primarias pueden ser una o múltiples, la posición puede ser terminal, areal, basal, extraumbilical o umbilical. La forma varía ampliamente, por ejemplo puede ser redondeada, en forma de boca de botella (fialina), radiada, dendrítica, como tamiz (cribada), cruciforme, en forma de lazo o hendidura o de media luna (Armstrong y Brasier, 2005). La abertura en la parte superior puede tener un collar rodeado por un labio liso (que se denomina abertura labiada), por dientes (abertura dentada), o cubierta por una placa crenulada (abertura “bullada”) (Armstrong y Brasier, 2005; Bellier *et al.*, 2010). También puede ser una abertura "múltiple" con varios orificios pequeños en una línea o dispersa (Armstrong y Brasier, 2005).

Su posición es variable: basal, terminal, sutural o periférica. En una testa trocho-espinal es mediana, umbilical o en espiral (Bellier *et al.*, 2010).

Las aberturas secundarias si las tiene, pueden estar a lo largo de las suturas o en la periferia de la testa (Armstrong y Brasier, 2005).

### 1.4. Ornamentación

La testa puede ser lisa u ornamentada (Bellier *et al.*, 2010). La superficie externa de la concha puede ser espinosa, carinada (si tiene una quilla), rugosa, estriada (con estrías finas), costada (si tiene



costillas, que son estructuras más gruesas que las estrías), granulosa o reticulada (Armstrong y Brasier, 2005).

Las suturas pueden ser lisas o acentuadas por una cresta de ancho variable. En el borde la testa puede tener una quilla, sencilla o doble, o estar ornamentada con espinas (Bellier *et al.*, 2010).

Las características de la escultura de la testa deben usarse con precaución para distinguir géneros y especies, pues la ornamentación presenta variaciones ontogenéticas y medioambientales (Armstrong y Brasier, 2005).

## **2. Información de los organismos vivos**

### **2.1. Alimentación**

Los foraminíferos tienen una gran variedad en su alimentación, pueden ser herbívoros, carnívoros, bacteriófagos, detritívoros, suspensívoros u omnívoros. Los organismos herbívoros por lo general son formas epifaunales sésiles que capturan su comida alrededor del sitio en donde se encuentran fijos, se alimentan principalmente de algas diatomeas, cocolitofóridos y dinoflagelados; los foraminíferos carnívoros se alimentan de zooplancton como copépodos y otros pequeños artrópodos, tintínidos, radiolarios, poliquetos, larvas de gasterópodos y tunicados u otros foraminíferos.

La mayoría de los foraminíferos que viven entre sedimentos finos por debajo de la zona fótica se alimentan de detritos o de bacterias; en tanto que la mayoría de los foraminíferos bentónicos son omnívoros oportunistas aunque algunas formas poseen algas simbiotas que complementan su alimentación.

Las especies planctónicas espinosas generalmente son carnívoras y se alimentan de zooplancton, mientras que las especies planctónicas no espinosas son herbívoras y se alimentan principalmente de fitoplancton.

### **2.2. Reproducción**

De las aproximadamente 4,000 especies vivas solo se conoce bien el ciclo de vida de 30 de ellas. En estudios de laboratorio se ha observado que el ciclo de los foraminíferos bentónicos es haplo-diplofásico. Una generación es haploide y la otra es diploide. Las formas haploides son llamadas gamontes. Ellas, por división del núcleo producen gametos (células sexuales indiferenciadas). La

fusión de los gametos produce un individuo diploide, el esquizonte, que es multinuclear y se reproduce por mitosis. Después de la meiosis y división del citoplasma alrededor de cada núcleo el esquizonte produce nuevos gamontes. Gamontes y esquizontes son distinguibles por el tamaño de la testa y por las dimensiones de la cámara inicial. El gamonte es también llamado forma megalosférica y el esquizonte forma microsferica.

En foraminíferos planctónicos no hay dimorfismo y probablemente no hay reproducción asexual. En algunas especies una capa calcítica conocida como “corteza calcítica” es secretada sobre las cámaras de la última vuelta durante la gametogénesis, pero su función es desconocida.

Una gran cantidad de formas fósiles se describieron antes de que se conociera el ciclo de vida de los foraminíferos. Un número de morfotipos difieren solamente en tamaño y en las dimensiones de la cámara inicial (el prolóculo), y fueron llamadas especies discretas. El reajuste después del descubrimiento de las dos fases del ciclo originó que algunos taxones tuvieran un doble nombre específico lo que es contrario a las reglas de la nomenclatura Linneana. Particularmente entre los nummulítidos es muy frecuente el doble nombre específico.

### **2.3. Productividad**

La longevidad de los organismos es difícil de evaluar, sin embargo, se ha estimado que varían de 15 días a 16 meses. La testa de numerosos foraminíferos se disuelve o desintegra parcialmente durante la fase reproductiva.

Sobre el sustrato la producción de carbonato por los grandes foraminíferos bentónicos tropicales o subtropicales ha sido medida en un promedio de 40 a 2800 gramos por m<sup>2</sup> por año. El conteo indica que la densidad de población sobre el fondo marino varía de 0 a 8600 foraminíferos por 10 cm<sup>2</sup>. La testa delgada de las formas pequeñas es transportada frecuentemente en suspensión, estas testas corresponden a adultos de pequeñas especies y a formas juveniles de formas más grandes pero generalmente de menos de 200 µm de longitud (Murray, 1991). En algunos casos son transportadas postmortem hasta a 100 km de distancia de su fuente de origen.

El gran interés geológico con respecto a los foraminíferos planctónicos está en función de su gran productividad. Ellos viven en toda la columna de agua. Las concentraciones mayores se encuentran a profundidades de entre 10 a 50 metros. En las poblaciones vivas el alcance en número varia de 1 a 200 por m<sup>2</sup> cerca de la superficie del océano. Las especies son más abundantes en aguas cálidas, se pueden encontrar más de 10 mil foraminíferos por m<sup>3</sup> en agua de mar, pero a profundidades de más de mil

metros, disminuyen hasta un organismo por  $100 \text{ m}^3$ . Se estima que actualmente 47% del fondo oceánico (que corresponde a  $126,000,000 \text{ km}^2$ ) está cubiertos por las testas de estos organismos que caen en lluvia constante a una velocidad media de  $2 \text{ cm/s}$  hacia el fondo. Varios miles de organismos pueden estar contenidos en un gramo de sedimento.

### 3. Alcance estratigráfico

Estudios Moleculares indican que la evolución de los foraminíferos debe haber sido precedida por una amplia radiación de las especies unicelulares desnudas, prácticamente sin fosilizar, que divergieron de un ancestro Cercozoario varios millones de años antes del comienzo del Fanerozoico (Pawlowski *et al.*, 2003). Los microfósiles *Platysolenites* tubulares descritos desde el Precámbrico Superior de varias regiones no se han asignado definitivamente ya sea a los gusanos o los foraminíferos (Langer, 1999). Los foraminíferos tienen un alcance geológico desde el Cámbrico Temprano al Reciente (Figura 2). Las primeras formas que aparecen en el registro fósil corresponden a allogromiine y tienen una testa orgánica o son simples tubos aglutinados. El término “aglutinado” se refiere a que la testa está formada por partículas extrañas que se “aglutinan” con una variedad de cementos. Los foraminíferos con una testa dura son escasos hasta el Devónico, periodo durante el cual los fusulínidos empiezan a florecer culminando con una testa compleja en el Carbonífero Tardío y el Pérmico, los fusulínidos se extinguen a finales del Paleozoico. Los primeros miliólidos aparecen en el Carbonífero Temprano, seguidos en el Mesozoico por la aparición y radiación de los rotalínidos y en el Jurásico los textularínidos. Las primeras formas fueron bentónicas, las formas planctónicas aparecen en el registro fósil hasta el Jurásico Medio en estratos del margen norte del Tethys y de las cuencas epicontinentales de Europa. Estos fueron probablemente meroplanctónicos. Los altos niveles del mar y el “efecto invernadero” durante el Cretácico permitieron la diversificación de los foraminíferos planctónicos, la extinción de finales del Cretácico incluyó varias formas de foraminíferos. Una rápida evolución ocurrió durante el Paleoceno con la aparición de los globigerínidos y globorotálidos planctónicos y también en el Eoceno con los foraminíferos bentónicos numulítidos, sorítidos y orbitoides. Los orbitoides se extinguieron a finales del Mioceno y desde entonces los foraminíferos de gran tamaño han disminuido. La diversidad de las formas planctónicas también ha disminuido desde finales del Cretácico con breves incrementos durante los periodos climáticos cálidos del Eoceno y Mioceno (Saleh y Seyrafian, 2013).

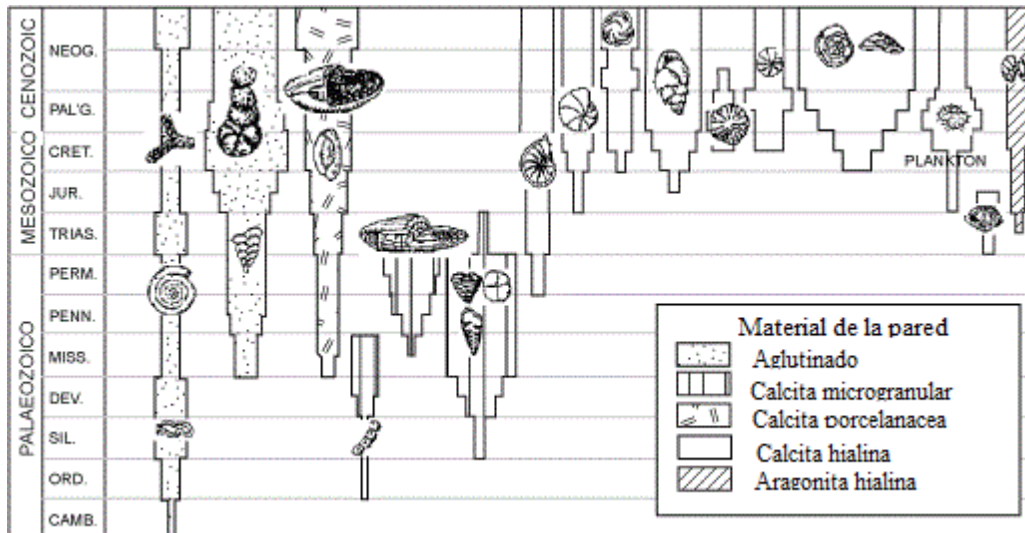


Figura 2. Distribución estratigráfica de los grupos de foraminíferos, el ancho de las barras representa el número de familias (Tomado de Tosk, 1988).

#### 4. Consideraciones sobre la taxonomía

La primera clasificación propuesta para los foraminíferos data de principios del siglo XIX y fue propuesta por d'Orbigny en 1826, esta clasificación se basaba en la forma de crecimiento de las testas. En clasificaciones posteriores (Schultze, 1854; Carpenter *et al.*, 1862) se incluyó además la forma de la disposición de las cámaras y la composición de la pared. En las clasificaciones del siglo XX (Hohenegger y Piller, 1975; Loeblich y Tappan, 1964, 1988, 1989, 1992; Sen Gupta, 1999) las características mineralógicas y ultraestructurales de la pared de la testa se convirtieron en el principal criterio para distinguir los diferentes grupos de foraminíferos.

Los intentos por modificar la clasificación de los foraminíferos basándose en todas las características de la organización de la testa se hicieron principalmente a nivel de subórdenes (Hohenegger y Baal, 2004; Hohenegger, 2011). En la clasificación general propuesta por Mikhalevich y Debenay (2001) se pudieron observar algunos patrones y tendencias evolutivas.

Uno de los grupos que ha recibido mayor atención en la actualización de la clasificación taxonómica ha sido el de los foraminíferos aglutinantes (Kaminski, 2004).

La falta de progresos en las clasificaciones a mayor nivel de los foraminíferos se debía principalmente a las dificultades para inferir las relaciones evolutivas entre los principales grupos utilizando exclusivamente las características morfológicas y texturales de la testa, sin embargo con el uso de las

técnicas moleculares se inició con el estudio evolutivo del grupo (Pawlowski, 2000; Bowser *et al.*, 2006).

La propuesta de clasificación supraordinal de foraminíferos más reciente de Pawlowski *et al.* (2013) se basa en la filogenia de su rDNA complementándola con la descripción de las principales tendencias morfológicas en la evolución de este grupo.

De acuerdo a Pawlowski *et al.* (2013) el Order “Textulariida” (Delage y Hérouard, 1896) se debe utilizar entre comillado debido a que es de uso parcial pues se trata de un grupo parafilético y solo lo aplican en el sentido de la definición que dieron Loeblich y Tappan (1988) en el que se incluye a la mayoría de los Lituolida, Loftusiida y Textularida (*sensu stricto*) de Kaminski (2004).

## 5. Importancia

Entre los microfósiles son los foraminíferos el grupo más significativo. Su presencia en la mayoría de las rocas sedimentarias marinas, a menudo en conjuntos grandes, diversos y bien conservados, ha resultado en que sean el grupo fósil más estudiado en todo el mundo (WoRMS, 2014).

Debido a que son organismos fácilmente fosilizables y que muestran grandes variaciones en tiempo y espacio se utilizan en estudios bioestratigráficos, paleoecológicos, paleo-oceanográficos y paleoclimáticos (Tyszka *et al.*, 2005; Bellier *et al.* 2010).

En sus testas preservan isótopos de oxígeno y carbono. La relación entre el  $^{16}\text{O}$  y  $^{18}\text{O}$  en la calcita de las conchas, está relacionada con la temperatura del agua marina en la que vivió el foraminífero, mientras que la proporción entre  $^{12}\text{C}$  y  $^{13}\text{C}$  depende de la productividad oceánica, la que a su vez, está relacionada con la cantidad de nutrientes que contiene el agua marina (Bellier *et al.* 2010).

Su sensibilidad ecológica los hace especialmente útiles para estudiar los tipos de ambientes y paleoambientes (Bellier *et al.*, 2010)

En términos de bioestratigrafía los foraminíferos han sido extremadamente útiles, las diferentes formas han mostrado radiaciones evolutivas en diferentes periodos y, en general, si una forma no está disponible para ser utilizada en bioestratigrafía, otra sí; por ejemplo, la preservación de las paredes calcáreas depende de la profundidad de la columna de agua y de la profundidad de la compensación de carbonatos, si las formas calcáreas no se preservan hay posibilidad que se preserven las formas aglutinantes.

Las rocas más antiguas en las que se ha usado a los foraminíferos como herramientas bioestratigráficas ha sido para zonaciones de estratos del Carbonífero Superior al Pérmico, utilizando a los grandes fusulínidos bentónicos (Armstrong y Brasier, 2005).

Los foraminíferos planctónicos han incrementado su importancia como herramientas bioestratigráficas, especialmente porque la exploración de petróleo se ha extendido hacia ambientes marinos de profundidades cada vez mayores. Desde el Cretácico al Reciente (pero particularmente durante el Cretácico Superior) ha permitido el desarrollo de una biozonación a una escala muy fina muy bien establecida (Armstrong y Brasier, 2005).

Los foraminíferos bentónicos han sido utilizados en paleobatimetría desde las década de 1930. Los cambios en diversidad de especies, la proporción de especies planctónicas y bentónicas, la proporción del tipo de testas y la morfología de las testas se usan para estas reconstrucciones.

Los foraminíferos bentónicos se han dividido en morfogrupos basados en la forma de la testa y, estos grupos son usados para inferir los paleohábitats y sustratos; las especies infaunales tienden a ser alargadas y diseñadas para enterrarse en el sustrato y las especies epifaunales tienden a ser más globulares con un lado relativamente más plano con el fin de facilitar el movimiento en la parte superior del sustrato. Sin embargo debido a la gran variedad de morfologías y posibles hábitats, relacionar ambos de manera generalizada tiene un uso limitado.

Estudios en foraminíferos modernos han reconocido una correlación entre el tipo de pared de la testa (porcelanacea, hialina y aglutinante) con la paleoprofundidad y salinidad, representando la proporción en diagramas triangulares.

Los foraminíferos planctónicos son especialmente importantes para perforación en aguas profundas y en “biosteering” (biodirección) en pozos de petróleo. La técnica de “biosteering” en la actualidad es ampliamente reconocida como una parte integral de las operaciones de perforaciones horizontales modernas. El “biosteering” implica el suministro de los datos estratigráficos en tiempo real en la localización del pozo, utilizado conjuntamente con el registro de datos de fondo del pozo, lo que proporciona un alto grado de control y permite una corrección, o “dirección” de la trayectoria del pozo para mantener un nivel óptimo dentro del depósito (Robertson, 2014).

Debido a que los foraminíferos modernos han atraído poco interés de los biólogos, los paleontólogos se han visto obligados a realizar la mayoría de los estudios, incluyendo la investigación genética, sobre la fauna que habita (WoRMS, 2014).

## II. OBJETIVOS

- Comparar la morfología del conjunto de foraminíferos de la Formación Tuxpan en un plano (corte petrográfico) y en vista tridimensional.
- Realizar la descripción morfológica de los foraminíferos.
- Actualizar el estatus taxonómico de los foraminíferos.
- Actualizar el alcance estratigráfico de las especies de foraminíferos identificados.

## III. JUSTIFICACIÓN

El estudio de la Formación Tuxpan (Mioceno Medio) ha sido relegado al carecer de importancia económica por no ser productora de hidrocarburos y encontrarse en la principal zona petrolífera de México; sin embargo, es importante desde el punto de vista geológico pues geográficamente es la primer unidad litoestratigráfica del Golfo de México y cronoestratigráficamente es la más reciente, reflejándose en ella los últimos aspectos depositacionales de la formación de esta cuenca.

En el caso de los foraminíferos de esta formación, los estudios más recientes datan de la década de 1980, en estos trabajos solo se mencionan las especies identificadas y no se describen ni ilustran, citando descripciones en literatura de la década de 1930. Debido a que en los estudios micropaleontológicos se cuenta cada vez con herramientas de observación de mayor precisión y a que la taxonomía de los foraminíferos se ha modificado, se considera necesario actualizar el conocimiento micropaleontológico respecto a la taxonomía y alcance estratigráfico e ilustrar con imágenes de alta resolución que faciliten la identificación de las especies.

## IV. ÁREA DE ESTUDIO

### 4.1 Geología Regional

La Cuenca Tampico-Misantla abarca la parte norte del Estado de Veracruz y se extiende hasta el extremo sur del Estado de Tamaulipas y a las partes orientales de los Estados de San Luis Potosí, Hidalgo y al norte del Estado de Puebla. Geológicamente está limitada al norte por el Arco de Tamaulipas, al sur por el Macizo de Teziutlán, al oeste por las estribaciones de la Sierra Madre Oriental y al este por la actual costa del Golfo de México (Cabrera y Lugo, 1984).

El carácter de cuenca de esta región, es resultado del hundimiento del área que ocupa el Archipiélago de Tamaulipas, ocasionada por los efectos de la Orogenia Laramide de finales del Cretácico y principios del Terciario (Cabrera y Lugo, 1984; Algaza-Ruiz *et al.*, 2009).

Con el inicio de la transgresión en el Burdigaliano y hasta el Langhiano los valles de incisión fueron rellenados por una sucesión granodecreciente (parte inferior de la Formación Tuxpan) compuesta de conglomerados y areniscas conglomeráticas de ambientes fluviales que gradúan a areniscas finas, limolitas y lutitas de ambientes estuarinos y de plataforma interna a externa; como se puede observar en el área, entre Poza Rica y Cazones. Estas rocas están cubiertas por una sucesión granocreciente de areniscas fosilíferas de grano fino a medio, siendo las rocas más jóvenes que afloran en la provincia Tampico-Misantla. Tras el depósito de las Formación Tuxpan una regresión forzada provocó el desplazamiento de las facies hacia la Cuenca del Golfo de México durante el Mioceno Tardío. Las facies de plataforma progradaron hasta abarcar la mayor parte de la actual plataforma continental. En esta zona se depositaron una serie de parasecuencias apiladas constituidas por limolitas arcillosas y areniscas de grano fino. Sobre la plataforma las areniscas porosas se concentran en los sistemas de nivel alto (High System Tract- HST) y generalmente corresponden a zonas con altas amplitudes sísmicas (Maldonado, 1956).

El término Tuxpan fue empleado por Dumble (1911), para denominar a una secuencia de sedimentos arenosos de color amarillo en las lomas de la vecindad de Tuxpan, Veracruz, considerados como sedimentos miocénicos por su posición y por ser posteriores a la “Capas San Rafael”. Dumble (1918) describe la litología con capas de arcilla y lutita con gran contenido fosilífero, cercanas a Tuxpan. Dumble (1911) menciona que de acuerdo al contenido fosilífero de bivalvos y gasterópodos y por encontrarse posteriores a las capas San Fernando es probable una edad del Mioceno para las capas Tuxpan.

Vaughan (1924) sugiere que la fauna de la Formación Tuxpan está relacionada con la fauna de Chipola en Florida y con la de la Formación Gatún de Panamá y Costa Rica.

Staub (1928) describe varios afloramientos de la Formación Tuxpan y les asigna una edad del Mioceno Temprano.

La localidad tipo fue designada por Thalmann (1935a) en las lomas de la Ciudad de Tuxpan, Veracruz, 200m al oriente del atracadero y aproximadamente 120m al poniente de la iglesia principal (Loma del Cuartel) (Carreño, 1986). Thalmann (1935b) con base en el estudio de macroforaminíferos le asigna una edad del Burdigaliano; Benavides-García (1956) sin proporcionar bases bioestratigráfica o estratigráficas, le da una edad del Mioceno Inferior (Vindoboniano-Burdigaliano).



López-Ramos (1956) mapeó la formación y también enlistó varias especies diagnósticas de foraminíferos, moluscos y equinodermos.

Cole (en Butterlin, 1958) caracteriza a esta formación en el Mioceno Temprano, basado en la presencia de *Operculinoides tuxpanensis*, sin embargo, Butterlin (1958) considera que la Fm. Tuxpan debe tener una edad del Mioceno Medio (Helvetiano) debido a la ausencia de *Miogypsina staufferi*.

Perch-Nielsen y Toumarkine (in Butterlin *et al.*, 1977) estudiaron el nannoplancton calcáreo y los foraminíferos planctónicos y les asignaron una edad del Mioceno Inferior.

Barker y Blow (1976) designaron como localidad tipo de la Fm. Tuxpan a los afloramientos que se localizaban en la ladera oriental del Cerro de la Cruz, aproximadamente a 70 m al poniente del Gran Hotel “La Reforma”, y le asignan una edad que va de la base del Burdigaliano tardío al Langhiano temprano, basados en la asociación de foraminíferos planctónicos. La localidad tipo designada por estos autores ya no existe actualmente.

Basándose en la presencia de foraminíferos planctónicos Barker y Bow (1976), asignaron una edad del Mioceno a esta formación, debido particularmente a la presencia de la especie *Operculinoides tuxpanensis* que la correlaciona con la zona "*Operculinoides*" del Mioceno Temprano de Louisiana (Estados Burdigaliano a Langhiano).

Carreño (1979) basándose en la presencia de *Globorotalia fohsi lobata*, sugiere una edad del Mioceno Medio y López-Islas (1983) confirma esta edad con base en la presencia de cuatro representantes de la línea evolutiva de *Globorotalia fohsi*.

La Formación Tuxpan aflora a lo largo de la costa del Golfo de México desde el límite SW en la región de Tamiahua hasta la región de Tecolutla, el ancho de los afloramientos expuestos va de 1 a 20 km, cubiertos en parte por depósitos aluviales del Cuaternario. Litológicamente está conformada por areniscas, areniscas calcáreas, calizas arenosas y lutitas (generalmente arenosas). Tiene una ligera inclinación regional hacia el oriente y en su base incluye conglomerados que descansan en contacto discordante sobre la Formación Mesón. El espesor de la Formación Tuxpan llega a casi 155 m en la sección tipo y en el subsuelo varía de 120 a 820 m, aumentando de NE a SE (Carreño, 1986). En la sección del Pozo-4 se reporta un espesor de 225 m (Algaza-Ruiz *et al.*, 2009).

Algaza-Ruiz y colaboradores (2009) realizaron un estudio tectonoestratigráfico de los sedimentos neógenos del Golfo de México, describiendo que la Fm. Tuxpan sobryace de manera discordante a la Fm. Escolín.

## 4.2 Hidrografía

Barra de Cazonos forma parte de la cuenca del Río Cazonos, tiene una extensión territorial de 1,590 km<sup>2</sup> y un escurrimiento medio anual de 2.875 millones de m<sup>3</sup>. Esta cuenca se localiza al sur de la cuenca del Río Tuxpan y al norte de la del Río Tenixtepec (INE, 1991).

El Río Cazonos se forma con las corrientes que descienden de la sierra de Hidalgo y se conoce con el nombre del Río de los Reyes, su agua es controlada por la Presa los Reyes de los que se alimenta el vaso de Necaxa. Desde la confluencia de los arroyos Chaltecontla y Pahuatitla la corriente recibe el nombre de Río San Marcos, con el que se le conoce a la entrada del área, su curso sigue con rumbo noroeste en una zona de lomeríos, donde por la margen derecha le afluyen los arroyos Naupan, Tlaxcalantongo y Chicualoque hasta el área de Poza Rica, donde empieza a denominársele con el nombre de Río Cazonos y desde aquí drena la planicie costera y desemboca en el Golfo de México (INE, 1991). Entre la estación hidrométrica de Poza Rica y la desembocadura del Río, éste recibe a los arroyos Tolapa, Acuately y Naranjos por la margen izquierda (Pereyra-Díaz y Pérez-Sesma, 2010).

## 4.3 Entorno Costero

Se encuentra en un margen continental pasivo, con abundantes rocas sedimentarias que son fuente de cuarzo, con una baja elevación topográfica que permite el extenso intemperismo químico que destruye los minerales siliciclásticos como son los feldespatos y arcillas a excepción del cuarzo (Armstrong-Altrin, 2009).

Los sedimentos de la playa consisten principalmente de arenas de granos de cuarzo, angulares a subangulares, los contornos angulares y subangulares se deben a acción eólica o bajo la energía de la playa. Los sedimentos parecen haber sido derivados de ambientes fluviales y depósitos en un ambiente moderadamente agitado cercano de la playa (Armstrong-Altrin, 2009).

## 4.4 Localidad e muestreo

El litoral del Estado de Veracruz está constituido por costas primarias volcánicas y por costas secundarias formadas por la depositación marina, como es el caso de la costa de Barra de Cazonos (Lara-Domínguez *et al.*, 2011). La localidad de Barra de Cazonos pertenece al municipio de Cazonos de Herrera en el Estado de Veracruz; se encuentra ubicada entre los paralelos 20°36' y 20°49' de latitud norte y los meridianos 97°10' y 97°25' de longitud oeste, con una altitud de 9 msnm (Figura 3).

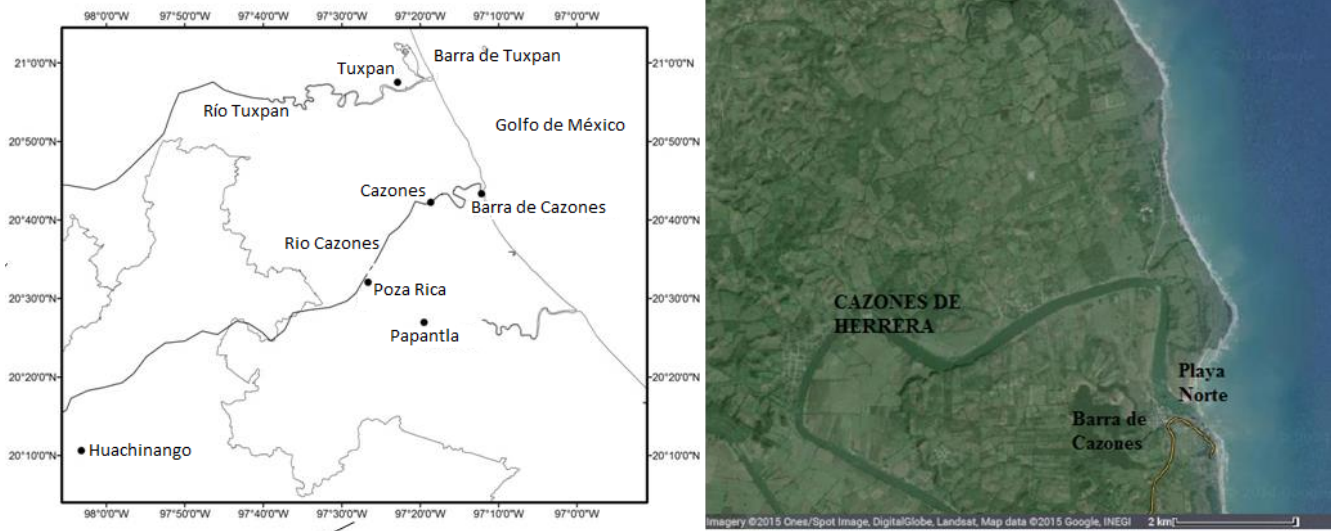


Figura 3. Localización geográfica del área de estudio a) Mapa con coordenadas b) Mapa satelital (Google, 2015).

Barra de Cazones está conformada por cuatro playas principales: Playa Sur, Playa Azul, Playa Boquitas, Playa Chaparrales y Playa Norte, en las que se encuentran depósitos de conchas (INAFED, 2012).

Las características de estas playas son controladas por los procesos hidrodinámicos costeros, como el oleaje, mareas, corrientes y el transporte de sedimentos, los cuales afectan la forma de la línea de costa y la concentración de conchas. Para este estudio se consideraron muestras de la Playa Norte (Figura 4).



Figura 4. A) Vista Panorámica de Playa Norte marcando con un recuadro los afloramientos de la Fm. Tuxpan B) Vista del afloramiento.

## V. ANTECEDENTES

Maldonado-Koerdell (1956) enlista los fósiles de la Formación Tuxpan, en la localidad del pozo Tuxpan-1, dentro de los foraminíferos reporta la presencia de las especies: *Amphistegina lessonii*, *Cibicides americanus*, *Elphidium rugosum*, *Globigerinoides sacculifer*, *Operculinoides tuxpamensis*, *Orbulina universa*, *Sphaerogypsina vesicularis*, *Robulus americanus*, *R. americanus* var. *spinusus*, *R. rotalutus*, *R. vauhani*, *Rotalia beccarii*.

Carreño (1980, 1986) estudió los microfósiles miocénicos de la Formación Tuxpan, y aunque el tema principal de sus estudios son los ostrácodos, es quien proporciona el listado más completo de foraminíferos para esta formación. Dentro de los foraminíferos registra la presencia de las siguientes especies: *Amphistegina lessonii*, *Cassigerinella chipolensis*, *Cibicides americanus*, *Elphidium rugosum*, *Globigerina ciperoensis ciperoensis*, *G. foliata*, *G. praebulloides paraebulloides*, *G. woodi woodi*, *Globigerinatella insueta*, *Globigerinoides altiapertura*, *G. amplus*, *G. bisphericus*, *G. obliquus obliquus*, *G. primondius*, *G. ruber*, *G. trilobus immaturus*, *G. sacculifer*, *G. trilobus trilobus*, *Globoquadrina altispina altispina*, *G. altispina globosa*, *G. dehiscens dehiscens*, *G. dehiscens praedehiscens*, *Globorotalia continuosa*, *G. fohsi fohsi*, *G. fohsi lobata*, *G. fohsi* cf. *peripheroacuta*, *G. fohsi peripheroronda*, *G. mayeri*, *G. obesa*, *G. siakensis*, *Hastigenina praesiphonifera*, *Praeorbulina glomerosa circularis*, *P. glomerosa curva*, *P. glomerosa glomerosa*, *P. sicana*, *P. transitoria*, *Sphaerodinellopsis disjunta*, *Operculinoides tuxpamensis*, *Orbulina bilobata*, *O. suturalis*, *O. universa*, *Robulus americanus*, *R. americanus* var. *spinusus*, *R. rotalutus*, *R. vauhani*, *Rotalia beccarii* y *Sphaerogypsina vesicularis*.

Gío-Argaez (1982) estudió e identificó a las especies más comunes de ostrácodos de la Formación Tuxpan, entre las que destacan tres especies del género *Actinocythereis* (*A. exhantemata*, *A. grigsbyi*, *A. waynensis*), dos del género *Protocytheretta* (*P. karlana*, *P. inaequalvis*), *Murrayina gunteri*, *Peratocytheridea subovata* y *Bairdia* sp.

Cabrera y Lugo (1984) estudian la estratigrafía y sedimentología de las cuencas terciarias del Golfo de México; en este trabajo se menciona la zonación bioestratigráfica de foraminíferos que distingue y data a la Formación Tuxpan. En la parte inferior mencionan la presencia de la Biozona *Catapsidrax* acompañada de *Globigerina rohri*, *G. triloba altiapertura* y *G. ciperoensis augustiumbilicata*, asociadas con *Siphogenerina* sp. y *Uvigerina* sp. En la parte media y superior reconocen la Biozonas de *Globorotalia fohsi*, *G. mayeri*, *G. menardii* y *G. acostaensis*.

## VI. MATERIAL Y MÉTODO

### 5.1 Trabajo de campo

Se realizó una salida de campo del 1 al 3 de mayo de 2014 a la localidad de Barra de Cazonas, comprendida en la Cuenca Tampico-Misantla, donde aflora la Formación Tuxpan. Además de que se contaba con material recolectado durante salidas de campo previas.

### 5.2 Trabajo de laboratorio

Las muestras se procesaron en el Laboratorio de Micropaleontología Ambiental en el Instituto de Ciencias del Mar y Limnología.

Se llevó a cabo en dos partes, la primera consistió en separar la muestra para obtener los foraminíferos y observarlos primero en un microscopio óptico y posteriormente en un microscopio electrónico.

#### a) Elaboración de láminas.

Para la elaboración de láminas se eligió una muestra de  $800\text{ cm}^3$  de volumen, con un peso 1.535kg.

La laminación de la muestra se llevó a cabo en el Laboratorio de Laminación del Instituto de Geología. Debido a que el material era deleznable, la muestra se impregnó con resina poliéster “poliformas” y monómero de estileno para consolidarla.

Se realizaron cortes en cuatro orientaciones: corte diagonal, corte horizontal, corte vertical en dirección Norte-Sur, corte vertical en dirección Este-Oeste.

Una vez obtenidos estos bloques se observaron al microscopio estereoscópico para elegir el lado y zona de la cual se elaborarían las láminas. Se eligieron las zonas con mayor presencia de foraminíferos o en los que había predominio de alguna clase de foraminíferos en particular.

Los bloques cortados diagonalmente fueron marcados con la clave A, se obtuvieron tres láminas que fueron marcadas como A-1, A-2, A-3 y A-4.

Los bloques cortados verticalmente en dirección Norte-Sur, se les asignó la clave B, de estos se obtuvieron dos láminas marcadas como B-1 y B-2.

Los bloques cortados horizontalmente se marcaron con la clave C, se obtuvieron siete láminas que corresponden a C-1, C1-2, C2-1, C2-2, C2-3, C-3 y C-4. Del bloque C2 se realizaron 2 láminas pues al

hacer la observación en el microscopio óptico se apreció la presencia de abundantes foraminíferos en comparación con el resto de los bloques observados.

Los bloques cortados verticales en dirección Norte-Sur fueron marcados con la clave D, y en esta dirección se obtuvieron tres láminas que fueron denominadas D-1, D-2 y D-3.

Las láminas se observaron en el microscopio del Departamento de Edafología del Instituto de Geología. El equipo corresponde a un microscopio petrográfico y de luz reflejada de la marca Olympus modelo BX51, el microscopio tiene una cámara fotográfica adaptada que usa el programa Image Pro Plus.

Las láminas fueron escaneada con un Escáner de Alta Resolución en el departamento antes mencionado.

#### **b) Separación de los foraminíferos (Figura 5).**

Las muestras recolectadas se lavaron con agua corriente y jabón, se usó un cepillo de dientes para quitar la parte de materia orgánica reciente. La muestra se dejó secar a temperatura ambiente.

Una vez que la muestra seca se fragmentó, se seleccionó un tamaño de muestra de 100 gramos. La muestra se pesó directamente en una báscula de marca OHAUS tipo granataria (mecánica) triple brazo Capacidad máxima de 610g Sensibilidad: 0.1 g.

Los 100 gramos de muestra se depositaron en un vaso de precipitado de capacidad de 1000 ml y se agregaron 200 ml de agua corriente, el vaso se puso en refrigeración por 48 hrs a una temperatura de – menos 6° C.

Después de este tiempo se retiró del refrigerador, por causa de la gelifacción la muestra se encontraba ya fragmentada y estos fragmentos se depositaron en una cápsula de porcelana.

La muestra se sometió a cambios de temperatura poniendo la cápsula en refrigeración por lapsos de 48hrs a una temperatura de -6° C y transcurrido este tiempo la muestra se pasaba a un vaso de precipitado y se ponía a calentar hasta el punto de ebullición. Posteriormente la muestra se tamizó en un juego de tamices de número 20 (abertura 0.84 mm), 40 (abertura 0.42 mm), 60 (abertura 0.250 mm), 80 (abertura 0.177 mm), 100 (abertura 0.149 mm). Los fragmentos que quedaban en los tamices de malla 20-60 se sometía al procedimiento antes descrito. Este proceso se repitió hasta 5 veces.

#### **c) Proceso de preparación y observación de los foraminíferos (Figura 5 y 5a).**

1. Los foraminíferos se separaron en un fraccionador de Otto y posteriormente se montaron en placas micropaleontológicas y se revisaron en un estereomicroscopio de la marca Carl Zeiss modelo STEMI SV8. Con aumento de 1x 1,2x 1,6x 2x 2,5x 3,2x 4x 5x y 6,4x.  
Posteriormente se fotografiaron en un estereomicroscopio modular Discovery V12 con zoom motorizado de 12 aumentos que cuenta con un software de microscopio ZEN y AxioVision para el procesamiento de las imágenes.
2. De estas muestras se seleccionaron los ejemplares mejor conservados para ser examinadas en un Microscopio Electrónico de Masas. A continuación se describe la preparación de muestras previo a su observación:

En Alto vacío: Depende del tipo de muestra, pero han de ser sólidos secos, o en la última fase de deshidratación, con los tratamientos de fijación y post-fijación ya realizados. El secado por punto crítico y la metalización se pueden realizar en el laboratorio. Para ello es necesario establecer la hora con antelación mínima de una semana para hacer dicha preparación antes de su observación en SEM. Las muestras húmedas, que requieren punto crítico, se entregaran en el servicio en una suspensión del 100% de acetona o de alcohol absoluto.

En Bajo vacío y ambiental: Las muestras se podrán meter sin preparación previa, sin metalizar ni deshidratar e incluso húmedas. Los análisis químicos con EDS en estos modos de vacío son menos precisos.

Las muestras solo se limpiaron con alcohol activo, para evitar la existencia de pegamento, se procedió a montarlas en un STUB (portamuestras).

El trabajo de microscopía electrónica se realizó en el Instituto de Geología en un microscopio marca ZEISS modelo EVO/MA 10 con detector tipo NTS BSD y VPSE G3. El detector de electrones secundarios VPSE G3 ofrece una imagen en blanco y negro de la tomografía de la superficie examinada. Es la señal más adecuada para la obtención de la muestra por ser la de mayor resolución. El detector de electrones retrodispersados NTS BSD también ofrece una imagen de la superficie aunque de menor resolución. Su ventaja consiste en que es sensible a las variaciones en el número atómico de los elementos presentes en la superficie. Si tenemos una superficie totalmente lisa observamos distintos tonos de gris en función de que existan varias fases con distintos elementos.

Los foraminíferos se identificaron taxonómicamente y se describieron las especies identificadas.

En el Microscopio Electrónico de masas del Instituto de Geología también se obtuvo la composición química de dos ejemplares de las especies *Hanzawaia americana* y *Spirosigmoilina tenuis*.

1. Se eligieron ejemplares de la especie *Amphistegina lessonii* para que realizara una tomografía en el Laboratorio Nacional de Manufactura Aditiva, Digitalización 3D y Tomografía Computarizada del Centro de Ciencias Aplicadas y Tecnológicas (CCADET) (Figura 5a).

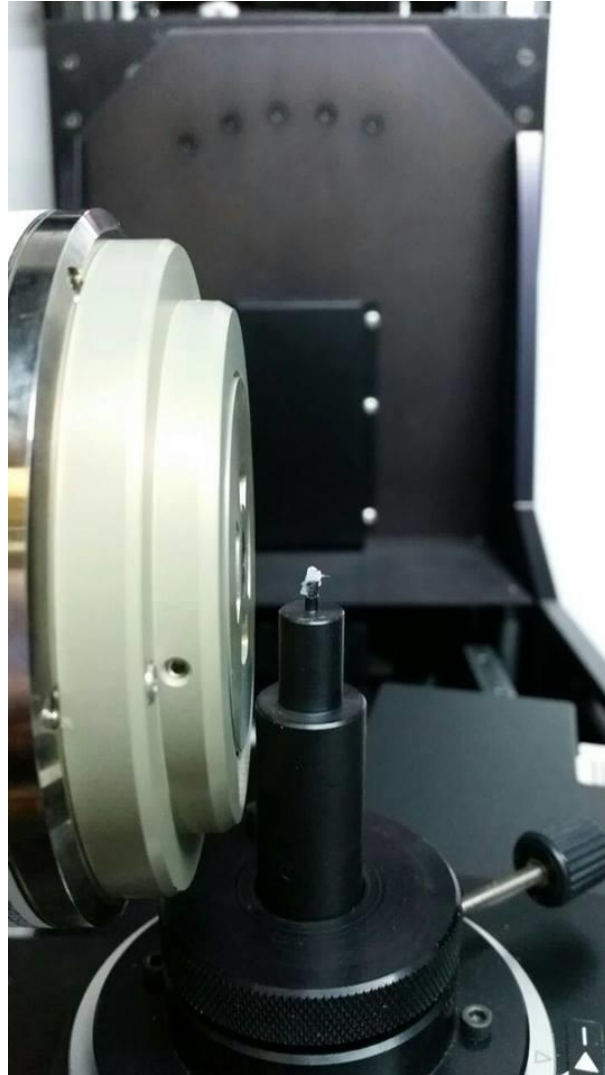


Figura 5a.- Montaje de la muestra de un ejemplar de *A. lessonii* para su escaneo en el CCADET.



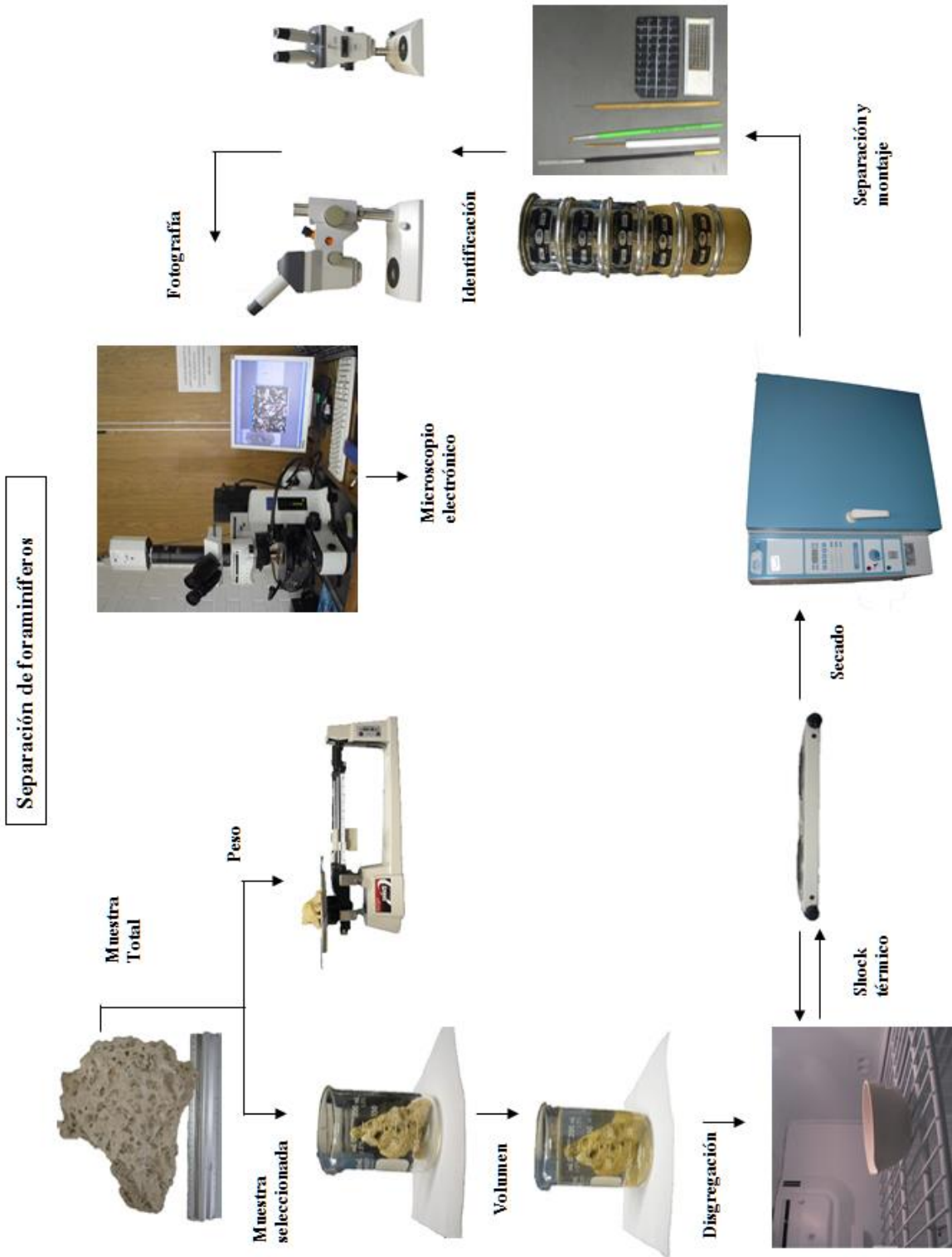


Figura 5.- Esquema del procesamiento en laboratorio para la separación, montaje y observación de los foraminíferos.

## VII. RESULTADOS

Se identificaron 17 taxones, 11 a nivel de especie y 6 a nivel de género. La diagnosis y descripción taxonómica se dan a continuación. Se sigue la clasificación aceptada por Hayward (2014), teniendo en cuenta que la clasificación más reciente es la propuesta por Pawlowski *et al.* 2013, quienes elevan al Orden Foraminifera a nivel de Phylum y consideran la existencia del Reino Rhizaria Cavalier-Smith 2002 y Subreino Retaria Cavalier-Smith 2002. En clasificaciones anteriores se consideraba a los foraminíferos como Phylum Rhizopoda (Corliss, 1994) o Reticulosa (Cavalier-Smith, 1993). El estatus taxonómico actual de todas las categorías se verificó en Taxonomicon.

### Sistemática Paleontológica

Reino Chromista (Cavalier-Smith, 1981)

Subreino Harosa (Cavalier-Smith, 2010)

Infrareino Rhizaria (Cavalier-Smith 2002)

Phylum Foraminifera d'Orbigny, 1826

Clase *Insertae sedis*

Orden Lagenida Delage & Hérouard, 1896

Superfamilia Nodosarioidea Ehrenberg, 1838

Familia Vaginulidae Reuss, 1860

Subfamilia Lenticulininae Chapman *et al.*, 1934

Género *Lenticulina* Lamarck, 1804

    Especie *L. americana* (Cushman, 1918)

    Especie *L. armata* (Neugeboren, 1872)

Subfamilia Marginulininae Wedekind, 1937

Género *Astacolus* de Montfort, 1808

    Especie *Astacolus vaughani* (Cushman, 1918)

Clase Globothalamea Pawlowski, Holzmann, Tyszka, 2013

Orden Rotaliida Delage & Hérouard, 1896

Superfamilia Asterigerinoidea d'Orbigny, 1839

Familia Amphisteginidae Cushman, 1927

Género *Amphistegina* d'Orbigny, 1826

    Especie *Amphistegina lessonii* d'Orbigny, 1826

Superfamilia Chilostomelloidea Brady, 1881  
 Familia Anomalinidae Cushman, 1927  
 Género *Hanzawaia* Asano, 1944  
     Especie *Hanzawaia concentrica* (Cushman, 1918)  
 Superfamilia Bolivinitoidea Cushman, 1927  
 Familia Bolivinitidae Cushman, 1927  
 Subfamilia Bolivinitinae Cushman, 1927  
 Género *Bolivina* d'Orbigny, 1839  
     Especie *Bolivina* sp.  
 Suborden Globigerinina Delage & Hérouard, 1896  
 Superfamilia Globigerinoidea Carpenter *et al.*, 1862  
 Familia Globigerinidea Carpenter *et al.*, 1862  
 Subfamilia Globigerininae Carpenter *et al.*, 1862  
 Género *Globigerina* d'Orbigny, 1826  
     Especie *Globigerina bulloides* d'Orbigny, 1826  
 Género *Globigerinoides* Cushman, 1927  
     Especie *Globigerinoides saculifer* (Brady, 1877)  
 Subfamilia Orbulininae Schultze, 1854  
 Género *Orbulina* d'Orbigny, 1839  
     Especie *Orbulina universa* d'Orbigny, 1839  
 Superfamilia Nonionoidea Schultze, 1854  
 Familia Nonionidae Schultze, 1854  
 Género *Nonion* de Montfort, 1808  
     Especie *Nonion commune* (d'Orbigny, 1846)  
 Superfamilia Rotalioidea Ehrenberg, 1839  
 Familia Elphidiidae Galloway, 1933  
 Subfamilia Elphidiinae Galloway, 1933  
 Género *Elphidium* de Montfort, 1808  
     Especie *Elphidium rugosum* (d'Orbigny, 1846)  
 Subclase Textulariia Mikhalevich, 1980  
 Orden “Lituolida” Lankester, 1885  
 Suborden Spiroplectamminina Mikhalevich, 1992

Superfamilia Spiroplectamminoidea Cushman, 1927

Familia Spiroplectamminidae Cushman, 1927

Subfamilia Spiroplectammininae Cushman, 1927

Género *Spiroplectinella* Kiselman, 1972

    Especie *Spiroplectinella* sp. A

    Especie *Spiroplectinella* sp. B

Orden “Textulariida” Delage & Hérouard, 1896

Suborden Textulariina Delage & Hérouard, 1896

Superfamilia Eggerelloidea Cushman, 1937

Familia Valvulinidae Berthelin, 1880

Subfamilia Valvulininae Berthelin, 1880

Género *Clavulina* d'Orbigny, 1826

    Especie *Clavulina* sp.

Superfamilia Textularioidea Ehrenberg, 1838

Familia Textulariidae Ehrenberg, 1838

Subfamilia Textulariinae Ehrenberg, 1838

Género *Bigenerina* d'Orbigny, 1826

    Especie *Bigenerina* sp.

Género *Textularia* DeFrance, 1824

    Especie *Textularia* sp.

Clase Monothalamea Haeckel, 1862 (as emended by Pawlowski *et al.*, 2013)

Clase Tubothalamea Pawlowski, Holzman, Tyszka, 2013

Orden Miliolida Delage & Hérouard, 1896

Suborden Miliolina Delage & Hérouard, 1896

Superfamilia Milioloidea Ehrenberg, 1839

Familia Hauerinidae Schwager, 1876

Subfamilia Sigmoidinitinae Luczkowska, 1974

Género *Spirosigmoidina* Parr, 1942

    Especie *Spirosigmoidina tenuis* Czjzek, 1848

*Lenticulina americana* (Cushman, 1918)

Figuras 6.1-6.8

Sinonimia

*Cristellaria americana* Cushman, 1918, p. 50, pl. 10, fig. 5, 6.

*Robulus americanus* Cushman, 1930, p. 23, pl. 3, fig. 6.

*Robulus americanus* Maldonado-Koerdell, 1956

*Robulus americanus* (Cushman) Renz, 1948, p.50, pl. 12, fig. 3.

*Lenticulina americana* (Cushman) Molcikova, 1978, p.147, pl. 17, figs. 1,2

**Diagnosis.**-Testa enrollada planiespiral, lenticular, biconvexa; periferia angulada a ligeramente carinada; suturas rectas, curvas, radiales u oblicuas, limbadas, elevadas o nodosas; pared calcárea hialina, perforada, con lamelas secundarias; abertura radial o tipo hendedura con un ángulo periférico, a veces ligeramente marcado; con 6 a 7 cámaras en la última vuelta. Diámetro de 1.5 mm, grosos de 0.75 mm.

**Descripción.**- Testa planispiral, con la periferia carinada. Suturas curvas y ligeramente elevadas. Área umbilical engrosada. Pared calcárea hialina. La abertura no puede observarse en la mayoría de los ejemplares debido a una recristalización secundaria, solo en un ejemplar es visible una abertura de tipo radial en un reborde en la parte superior de la última cámara. Con 7 cámaras en la última vuelta. Diámetro de 500 a 558  $\mu\text{m}$ .

**Observaciones.**- La testa de *L. americana* es muy similar a la de *L. imperatoria* pero se diferencia por la ausencia del engrosamiento en el área umbilical (Popescu y Crihan, 2000). Las testas estudiadas se encuentran reclistalizadas por lo que da la apariencia de presentar poros. En el MEB con detector de electrones dispersados se aprecia un cambio en la composición de la testa que se ve reflejado en un cambio en la coloración de la imagen observándose zonas claras y oscuras. Debido a que no se realizó un análisis de rayos X no puede saberse si es un cambio en la composición química o mineralógica.

**Consideraciones taxonómicas.**- En los artículos publicados para la Fm. Mesón y para el Mioceno de México se reporta a esta especie como *Robulus americanus*.

Las especies consideradas dentro del género *Robulus* actualmente se encuentran en varios géneros, entre ellos el género *Lenticulina*; respecto a la especie *L. americana* se considera que no hay

información taxonómica disponible que la valide (Paleobiology Database, 2015), el Integrated Taxonomic Information System (ITIS) (2015) considera el estatus taxonómico de esta especie como válido pero sin verificación y Gross (2001) no considera a *L. americana* como una especie reciente o extinta del género *Lenticulina*. El registro más reciente de esta especie corresponde al trabajo de Wilson (2004), quien sigue usando a *L. americana* como una especie válida.

**Alcance estratigráfico.**- Del Oligoceno tardío (Boersman, 1990) al Mioceno ¿? (Wilson, 2004).

*Lenticulina armata* (Neugeboren, 1872)

Figuras 6.9-6.11

**Sinonimia**

*Robulina armata* Neugeboren, 1872, pag. 12, n. 7, tav. II, fig. 6, 7.

*Cristellaria americana* var *spinosus* Cushman, 1918, p. 51, pl. 10, fig. 7

*Robulus americanus* (Cushman) var *spinosus* Cushman, 1930, p. 24, pl. 3, fig. 8a,b.

*Robulus americanus* var *spinosus* Carreño, 1986

**Diagnosis.**- Testa enrollada, biconvexa, ligeramente quillada o carinada, compuesta de 6 o 7 cámaras, con espinas en el margen de la periferia opuesto a las suturas. Suturas elevadas.

**Descripción.**- Testa de forma planispiral, septos curvos y ligeramente elevados, periferia quillada con tres espinas. La zona umbilical está engrosada. La última vuelta tiene un promedio de 7 cámaras. Diámetro mayor 666 µm.

**Observaciones.**- Neugeboren (1872) ilustró un holotipo de un espécimen atípico, pues esta es una especie con variaciones intraespecíficas. El material topotípico muestra que la mayoría de los especímenes tiene las espinas de la carina menos desarrolladas pero más densamente serradas. La testa es similar a *L. calcar* y difieren en el número de cámaras de la última vuelta (7-9). Otra especie relacionada es *L. formosa* (Cushman) la que tiene entre 10 a 12 cámaras en la última vuelta. En la diagnosis dada por Cushman (1932) la describe con las características morfológicas de *R. americanus* variando únicamente en la presencia de espinas en la periferia. En los ejemplares estudiados, la primera cámara de la última vuelta presenta una espina muy poco desarrollada que le da una apariencia recta en esa parte de la quilla, mientras que el resto de la periferia se ve redondeado.

**Consideraciones taxonómicas.-** El género *Robulus* actualmente corresponde al género *Lenticulina* (Hayward, 2014), esta especie fue originalmente reportada para la Fm. Tuxpan como *Robulus americanus* var. *spinosus* (Carreño, 1986).

*Astacolus vaughani* (Cushman, 1918)

Figuras 7.1-7.12

**Sinonimia**

*Cristellaria vaughani* Cushman, 1918, p. 61, pl. 22, fig. 3.

*Robulus vaughani* (Cushman) Cushman, 1932, p. 59.

*Lenticulina vaughani* (Cushman) Cushman, 1933, p. 50.

*Cristellaria vaughani* Cushman, Grimsdale y Barker, 1935, pag. 10, pl. 8, fig. 4.

**Diagnosis.-** Testa muy comprimida con una ligera tendencia a desarrollarse en las últimas cámaras; periferia levemente quillada o carinada, no lobulada. Cerca de 9 cámaras en la última vuelta. Suturas ligeramente curvas, cóncavas hacia la porción inicial, extendiéndose hacia el ombligo, de tal manera que solamente el último enrollamiento es visible desde el exterior. Pared calcárea, lisa, excepto en las líneas de botones que se extienden desde el ombligo hasta la periferia, marcando las suturas. Abertura radiada con un cuello cilíndrico corto, situado en el ángulo que forma la cara apertural truncada con la periferia. Longitud 0.75 mm.

**Descripción.-** Testa planispiral, comprimida, involuta en su primer estadio, desenrollándose en el estadio adulto; Pared calcárea, perforada, de superficie lisa. A lo largo de las suturas se observan ornamentaciones en forma de protuberancias que son más visibles en el área cercana a la zona umbilical. De 13 a 14 cámaras en la última vuelta. El largo promedio es de 1281  $\mu\text{m}$  y 781  $\mu\text{m}$  de ancho. La abertura de la testa no se observa.

**Observaciones.-** En la testa se observan signos de recristalización cuando se ve en MEB, ésta no es visible en microscopio estereoscópico. La recristalización es lo que evita que se observe la abertura. Ésta especie fue descrita para ambientes considerados como neríticos, raro en profundidades menores de 50 m y común entre los 50 m y 450 m de profundidad (Phleger, 1960).

**Consideraciones taxonómicas.-** La especie fue reportada para el Terciario de México como *Robulus vaughani* (Cushman, 1918).

**Alcance estratigráfico:** Abarca del Oligoceno al Mioceno (Sansores y Flores-Covarrubias, 1972).

*Amphistegina lessonii* d'Orbigny, 1826

Figuras 8.1-8.11

**Sinonimia**

*Amphistegina lessonii* d'Orbigny, 1826, pl. 1, figs. 1-4; pls. 2-6, 16-20.

**Diagnosis.-** La superficie es lisa, generalmente con un lustre porcelanáceo. La testa es desigualmente biconvexa, usualmente menos convexa del lado ventral, plana o en forma de domo. Tiene un pequeño pero prominente umbo de material más claro del lado ventral, el umbo en el lado dorsal es más pequeño. Las suturas en el lado dorsal son ligera a más fuertemente sinuosas, frecuentemente con una o dos formas en U reentrantes. Los lóbulos secundarios en el lado ventral son diferentes y varían en forma de romboide corto alargado, estrecho y curvo. El área apertural generalmente está fuertemente papilada. Las suturas son algunas veces deprimidas. La última vuelta de los ejemplares adultos está formada por 12 a 16 cámaras. Los bordes son agudos a carinados, algunas veces ondulantes.

Numerosas cámaras con pilares interseptales, fuertemente curvados hacia atrás en la periferia (prolongaciones alares). Abertura en forma de ranura estrecha, en el margen interior de la última cámara a menudo rodeada por pústulas (Conforme a la descripción tipo de Ellis y Messina, 1940).

**Descripción.-** Testa trocospiral, lenticular involuta, la carina no se aprecia en ninguno de los ejemplares, biconvexa en corte en lámina. Las suturas tienen una fuerte curvatura. La abertura no se observa en ninguno de los ejemplares. Las testas están mal conservadas, sin embargo son muy abundantes en lámina, cuenta con 12 cámaras. El tamaño promedio del diámetro mayor es de 419  $\mu\text{m}$ . La pared de la testa es delgada.

En sección subaxial (Figuras 8.9 y 8.10) se observa un arreglo alargado de las cámaras que hacen que se asemeje a la forma de los miliólidos, sin embargo puede distinguirse debido a que en los miliólidos las cámaras son envolventes.

**Observaciones.-** Debido a la transparencia de la testa en microscopio estereoscópico se puede ver los septos que tienen la forma de “v” característicos de esta especie. En MEB esta característica no es tan marcada, sin embargo se aprecia que los septos son lisos en tanto que el resto de la testa presenta la superficie perforada.



Vive en sustratos firmes o arenosos generalmente a una profundidad menor a 30 m. Son organismos de vida libre, epibentónicos, generalmente tienen algas simbiotas. La distribución está relacionada a los requerimientos de luz del simbiote. Si la transparencia del agua es suficiente se ha llegado a encontrar a *A. lessonii* en profundidades de hasta 130 m, sin embargo su profundidad óptima va de los 10 m a los 40 m (Benedetti *et al.*, 2012).

Este género adapta su morfología de la cara de la abertura de acuerdo a las necesidades para adherirse al sustrato. Generalmente viven en la zona de plataforma y la zona arrecifal (Larsen, 1976).

Phleger (1960) considera que es una especie frecuente a profundidades menores de 150 m y abundante a 20 m.

**Alcance estratigráfico.-** *A. lessonii* se encuentra ampliamente distribuida en el Indo-Pacífico y su alcance estratigráfico es del Eoceno al Reciente (Larsen, 1976).

*Hanzawaia concentrica* (Cushman, 1918)

Figuras 9.1-9.11

Sinonimia

*Truncatulina americana* Cushman, 1918, p. 63, pl. 20, figs. 2, 3; pl. 21, fig. 1.

*Cibicides americana* (Cushman) Nuttall, 1928, p. 45.

*Cibicides americanus* (Cushman) Cushman, 1930, p. 61, pl. 12, fig. 5.

**Diagnosis.** Testa convexa, de periferia de subaquillada a redondeada. La vuelta adulta es algo involuta y tiene de 7 a 9 cámaras que en la cara espiral, presentan laminillas umbilicales que cubren parcial o completamente las de la espira previa. Suturas distintas, a nivel de la concha en la cara umbilical y deprimidas en la apertural. Pared calcárea, finamente perforada, excepto las laminillas umbilicales de la cara espiral, las suturas y el labio de la abertura. La abertura es un arco sobre la periferia con un labio delgado, se extiende sobre la cara plana, debajo de la laminilla umbilical de la cámara final y aberturas suplementarias en el margen interno y externo de las laminillas umbilicales. Diámetro de 0.8 mm.

**Descripción.** Testa plano-convexa, periferia redondeada a globular. La de mayor tamaño presenta 7 cámaras en la última vuelta, la cara umbilical no se aprecia en el ejemplar. Suturas cóncavas en la cara espiral. Pared calcárea hialina finamente perforada. Abertura no visible. Diámetro de las testa de mayor tamaño 600 µm, la de menor tamaño de 300 µm.

**Observaciones.-** Se revisaron 4 ejemplares que tomando en cuenta la descripción aún no alcanzaban la talla de un organismo adulto. En lámina petrográfica se observaron tres ejemplares (Figuras 9.9-9.11).

La cara umbilical se encuentra dañada en todos los ejemplares por lo que no fue posible observar las laminillas que se mencionan en la diagnosis. La abertura no se observa pues él área está cubierta por sedimento y no se sometió a un nuevo proceso de limpieza para evitar la desintegración de la testa.

En microscopio con electrones dispersados se aprecia muy bien la textura perforada de la testa, además puede apreciarse la diferencia en composición que se manifiesta como un tono de color diferente en la imagen. En secundarios se puede ver el volumen del ejemplar.

Es una especie abundante a profundidades menores de 50 m, frecuente entre los 50 y 100 m y común entre los 100 a 150 m (Phleger, 1960).

**Consideraciones taxonómicas.-** Para la Formación Tuxpan está reportado el género *Cibicides americanus* (Cushman, 1918), (Carreño, 1986), la especie *C. americanus* tiene un estatus taxonómico confuso y no está enlistada dentro de las especies consideradas en WoRMS (2015), las especies descritas dentro del Género *Cibicides* actualmente se encuentran distribuidas en 10 géneros: *Anomalinoidea*, *Carpenteria*, *Cibicides*, *Cibicoides*, *Gemellides*, *Hanzawaia*, *Lobatula*, *Neoeponides*, *Picouella* y *Parrelloides*. De acuerdo a Cushman, con relación a *H. concentrica* “En sus estadios adultos esta especie está muy bien caracterizada” (Cushman, 1930) pero “Los primeros estadios son algo similares a *Cibicides americana*, pero los adultos muestran normalmente las proyecciones peculiares de las cámaras” (Cushman, 1931).

**Alcance estratigráfico.-** *H. concéntrica* tiene un alcance estratigráfico del Mioceno al Reciente (De Sansores y Flores-Covarrubias, 1972) y se ha reportado para el Mar Celta, Micronesia, Norte del Océano Atlántico, Noruega, Reino Unido, Estados Unidos de América y Golfo de México (Gross, 2014).

*Bolivina* sp.

Figura 10.1-10.3

Sinonimia

*Grammostomum* Ehrenberg, 1839, p.129.

*Bulimina (Bolivina)* d'Orbigny, 1839, p.63.

*Proroporus* Ehrenberg, 1844, p. 75.

*Clidostomum* Ehrenberg, 1845, p. 358.

*Brizalina* Costa, 1856, p. 296.

*Latibolivina* Srinivasan, 1966, p. 240.

*Parabolivina* Resig, 1992, p. 30.

*Aphelophragmina* Loeblich & Tappan, 1994, p. 90.

**Diagnosis.**- Testa elongada, puede ser un poco comprimida, cámaras amplias, bajas, con arreglo biserial, márgenes basales de las cámaras con procesos retrales o solapamiento directo de las cámaras; paredes calcáreas, perforadas, eadiale en estructura, lisas, estriadas o con costillas y puede tener márgenes con quilla; abertura angosta, cámara de la zona apertural enlongate en forma de lazo, un margen con terminación a ciegas o doblado hacia arriba como cuello, borde opuesto fijo a uno de los lados de la placa dental interno doblemente plegada, medio adjunta a la placa dental que se proyecta hacia el interior para unirse con una conexión media de la placa dental de foramen anteriores, libre de la mitad de la placa dental que se proyecta a través de la abertura en un extremo y la bisectriz que, se estrecha rápidamente hacia el interior.

**Descripción.**-Testa biserial fusiforme, cámaras globosas con aumento en su tamaño. De 11 a 12 cámaras. Suturas concavas muy marcadas. Pared calcárea hialina con apariencia lisa. No se observa la abertura. Ejemplares incompletos con un largo de 706  $\mu\text{m}$  y ancho mayor 183  $\mu\text{m}$ .

**Observaciones.**- Los ejemplares estudiados están incompletos y en ninguno se observa la última cámara por lo cual no es posible ver la abertura ni placas de dientes por eso no se pudo identificar a nivel de especie. -Este género no había sido previamente reportado para la Fm. Tuxpan.

**Consideraciones taxonómicas.**- Reyment (1959, 1983) discute el estado taxonómico del género *Bolivina* y crea un nuevo género, *Afrobolivina*, para tratar de resolver la confusión respecto a la especie tipo de *Bolivina*. Poag (1981) considera que *Bolivina* y *Afrobolivina* son sinónimos, sin embargo en WoRMS (2015) se consideran ambos géneros como válidos, siendo *Afrobolivina* un género extinto y *Bolivina* que tiene un alcance hasta el Reciente.

Los géneros *Bolivinoidea* y *Bolivina* son muy similares pero se diferencian debido a la ornamentación presente en *Bolivinoidea*.

**Alcance estratigráfico.**- Cretácico al Reciente (Loeblich y Tappan, 1964).

Género *Globigerina bulloides* d'Orbigny, 1826

Figuras 11.1-11.3, 11.7-11.9

Sinonimia

*Globigerina quadrilatera* Galloway and Wissler, 1927, p. 44, pl. 7, figs. 11a-c.

*Globigerina megastoma* Earland, 1934, p. 177, pl. 8, fig. 9.

*Globigerina bermudezi* Seiglie, 1963, p. 89, lám. 92, figs. 1-8.

*Globigerina riveroae* Bolli and Bermudez, 1965, pág. 137, lam. 1, figs. 1-6.

*Globigerina cariacensis* Rogi and Bolli, 1973, Pl. 5, fig. 9-12.

**Diagnosis.-** Testa trocoespiral baja, usualmente con cuatro cámaras en la vuelta final; las cámaras de forma esférica a subesférica, el tamaño aumenta de manera regular con la adición de cámaras; las suturas son deprimidas; superficie uniforme y densamente perforado con espinas simples. Abertura umbilical en forma de un arco simétrico alto.

**Descripción.-** Testa de forma trocoespiral, cámaras de forma ovada. Con pared calcárea. En los ejemplares extraídos de la matriz se pierde la ornamentación y da una apariencia de tener la testa perforada, sin embargo en lámina puede observarse que la ornamentación de la testa consiste en espinas.

La abertura es amplia y tiene una posición umbilical. El ejemplar más grande tiene un diámetro mayor de 573  $\mu\text{m}$  y el organismo más pequeño tiene un diámetro mayor de 394  $\mu\text{m}$ , probablemente este último sea un ejemplar juvenil.

**Observaciones.-** Los globigerínidos son muy abundantes en la muestra. La apariencia de la abertura varía dependiendo del método de observación en MEB, si se observa con electrones dispersados (NTS-BSD) da la apariencia de ser muy amplia dado que estos solo trabajan de manera superficial y no permite percibir la profundidad, lo que deja ver la continuidad de la cámara hacia el fondo de la abertura. Este error de apreciación se percibe cuando se observa con electrones secundarios (BDSE G3) que es un método que permite ver volumen y por tanto se observa la continuidad de las cámaras dentro de la abertura por lo que esta última se ve de menor tamaño.

En lámina petrográfica no es posible diferenciar a *G. bulloides* de *Globigerinodes* (Figuras 11.10-11.16 y Figuras 12.1-12.3), esto se debe a que la diferencia principal entre *Globigerina* y *Globigerinoides* es el tipo de abertura.

**Consideraciones taxonómicas.-** Los globigerínidos son uno de los géneros de foraminíferos planctónicos más abundantes. Su especie tipo (por designación subsecuente) es *Globigerina bulloides* d'Orbigny, 1826.

*G. bulloides* fue descrita por d'Orbigny (1826) pero su descripción incluyó morfotipos que después fueron descritos por Parker (1962) como dos nuevas especies, *G. calida* y *G. falconensis* (especies que actualmente se consideran dentro del género *Globigerinoides* (Flores, 2015).

Parker (1962) proporcionó bocetos de todos los morfotipos incorporados dentro de la nueva definición de *G. bulloides* y su publicación es la que se toma en la actualidad como la diagnosis taxonómica más acertada de esta especie. Hayward (1983) posteriormente definió a *G. bulloides* con una talla mayor, con cuatro cámaras esféricas por cada vuelta y con una abertura con un ángulo alto.

**Alcance stratigráfico.**- Paleoceno al Reciente (Loeblich y Tappan, 1964).

*Globigerinoides sacculifer* (Brady, 1877)

Figura 11.4-11.6

Sinonimia

*Globigerina sacculifera* Brady, 1877, p. 535.

*Globigerinoides sacculifera* Brady, 1884, pl. 80, figs. 11–17.

*Globigerinoides quadrilobatus* (d'Orbigny 1846) p. 164, pl. 9, figs. 7-10.

*Globigerinoides trilobus* (Reuss 1850) p. 374, pl. 47, figs. 1 la-c.

*Globigerinoides immaturus* (Leroy, 1939), p. 263, pl. 3, figs. 19-21.

*Globigerinoidesella bollii* Blow, 1959, p. 189, pl. 10, figs. 65a–65c.

**Diagnosis.**- Testa trocoespiral baja, cámaras esféricas excepto la última que es alargada como un saco; tres y media a cuatro cámaras en la vuelta final, el tamaño aumenta de manera regular con la adición de cámaras. La última cámara puede ser más pequeña o más alargada y lobulada. Las suturas en ambos lados son ligeramente curvas y deprimidas; superficie con poros regulares a subhexagonales; ombligo angosto, abertura primaria en el margen interior, umbilical y con un reborde distintivo rodeándolo; aberturas suplementarias en el lado espiral.

**Descripción.**- Testa de forma trocoespiral, cámaras de forma ovada. Pared calcárea, en los ejemplares extraídos de la matriz se pierde la ornamentación y da una apariencia de tener la testa perforada, sin embargo en lámina puede observarse que la ornamentación de la testa consiste de espinas.

Abertura primaria en posición umbilical con varias aperturas secundarias en la región extraumbilical, en la abertura primaria no se observa ningún reborde que la rodee. Con cuatro cámaras en la vuelta final, última cámara más pequeña. Diámetro mayor de 596 µm.

**Observaciones.**- Los globigerínidos son muy abundantes en la muestra. Aunque en la diagnosis de *Globigerinoides* se describe al tipo de ornamentación como poros, este género también tiene ornamentación en espinas como el género *Globigerina*; el criterio más útil que se encontró para

diferenciar ambos géneros fue la presencia de aberturas secundarias en el género *Globigerinoides*, lo cual solo es visible en los ejemplares extraídos de la matriz y no se puede apreciar en láminas (Figuras 11.10-11.16 y Figuras 12.1-12.3). Cushman (1927a) separó al género *Globigerinoides* del género *Globigerina* debido a la presencia de al menos una abertura secundaria en la cámara final del adulto del género *Globigerinoides*.

**Consideraciones taxonómicas.**- Esta especie se caracteriza por una gran variabilidad morfológica por lo cual se han llevado a cabo estudios genéticos en ejemplares recientes (André *et al.*, 2012) para tratar de clarificar el estatus taxonómico pues esta variabilidad morfológica ha originado que proliferen los nombres taxonómicos.

*Globigerinoides sacculifer sensu stricto* se distingue taxonómicamente de otras morfoespecies de *Globigerinoides* la textura de su pared que semeja un panal de abejas (Kennett y Srinivasan 1983) y por la presencia de una cámara final en forma de saco (Brady 1877). Las especies *Globigerinoides quadrilobatus* (d'Orbigny 1846), *G. trilobus* (Reuss 1850) y *Globigerinoides immaturus* (Leroy, 1939), están basadas en material fósil, *G. sacculifer* fue descrita originalmente de sedimentos subfósiles y la descripción original de la especie se refiere a su presencia y hábitat en el plancton (Brady 1877; Williams *et al.* 2006).

Los sinónimos de esta especie dependen de los autores, Chaisson y Leckie (1993) consideran que *G. sacculifer* es una especie que muestra una evolución gradual hacia *G. trilobus*, *G. quadrilobatus*, y *G. immaturus*. Comúnmente estas cuatro especies son reportadas en sedimentos del Cuaternario (e.g. Siani *et al.*, 2010; Wilson, 2012). Sin embargo Aze *et al.* (2013) consideran que *G. quadrilobatus*, *G. trilobus* y *G. immaturus* son sinónimos de *G. sacculifer*. André *et al.* (2012) concluyen que, genéticamente los cuatro morfotipos corresponden a una sola especie biológica.

**Alcance estratigráfico.**- Del Oligoceno al Reciente.

*Orbulina universa* (D'Orbigny, 1839)

Figura 12.4-12.13

Sinonimia

*Orbulina bilobata* (d'Orbigny, 1839), Pl. 254, figure 11.

*Orbulina imperfecta* Rhumbler, 1911, pl. 34., fig. 4-6.

*Orbulina parva* Rhumbler, 1949, pl. 34, fig. 7-8.

*Orbulina universa* d'Orbigny, 1839, p. 3, Pl. I, fig. 1.

**Diagnosis.**- Testa esférica compuesta de una única cámara esférica, la cámara final envuelve por completo la parte temprana de la testa, la que generalmente esta reducida. En el organismo adulto, un estado interno de *Globigerina* puede estar envuelto por la cámara esférica. Superficie densamente perforada con numerosos orificios pequeños de diferentes tamaños (Kennett y Srinivasan, 1983). La testa trocoespiral se reabsorbe durante la gametogénesis. Ornamentación formada por espinas redondeadas a triangulares (Bé *et al.*, 1973). Diámetro muy variable va de 0.3 hasta más de 1 mm.

**Descripción.**- Testa calcárea hialina con una sola cámara esférica, numerosas aberturas secundarias. En corte en lámina pueden observarse las dos cámaras del desarrollo inicial cubiertas por la última cámara que se desarrolla en el estadio adulto, así como la ornamentación que consiste en espinas. Diámetro de 237 a 500  $\mu\text{m}$ .

**Observaciones.**- *O. universa* es casi omnipresente en zona tropical y subtropical (50° de latitud N y S), y aún en el área del Subantártico donde es menos frecuente (Kennett y Srinivasan, 1983). Las poblaciones con testa y poros más grandes habitan en las zonas tropicales, las testas con menos porosidades y una testa de menor diámetro se encuentran en aguas subtropicales a subantárticas (Bé *et al.*, 1973; Morard *et al.*, 2009). Esta especie normalmente tiene una testa completamente esférica que solo muestra los estados tempranos de cámaras internamente cuando se fractura, aunque el rastro de algunas suturas puede ser percibirse por aberturas pequeñas y circulares como poros. Los poros aperturales también se encuentran ampliamente dispersos a través de la superficie de la última cámara (Bolli y Saunders, 1985). Es Foraminífero planctónico con dinoflagelados simbioses.

**Consideraciones taxonómicas.**- *O. bilobata* se consideraba una especie extinta con un rango cronoestratigráfico que abarcaba del Messiniense superior (Mioceno Superior) hasta la Calabriense inferior (Pleistoceno medio), sin embargo actualmente se considera como sinónimo de *O. universa*.

**Alcance estratigráfico.**- Mioceno. Marca el inicio del Burglandiano (Mioceno Medio). Se considera su primera aparición como *datum* mundial de este piso.

*Nonion commune* (d'Orbigny, 1846)

Figuras 13.1-13.11

Sinonimia

*Nautilus scapha* Fichtel & Moll, 1798 (descrito erróneamente como un género de molusco) p. 105, pl. 27, figs. 1-3.

*Nonionina communis* d'Orbigny, 1826, p. 294.

*Nonionina communis* d'Orbigny, 1846, p. 106, pl. 5, fig. 7-8.

*Nonionina scapha* Brady, 1884, p. 730, pl. 109, figs. 14, 15, 16?.

*Nonion scapha* (Fichtel & Moll, 1798) Cushman, 1930, p. 5, pl. 12, figs. 3, 4.

*Florilus scaphus* (Fichtel & Moll, 1798) Cañon and Erns, 1974, p. 86, pl. 4, figs. 13a,b.

**Diagnosis.**- Testa comprimida, planispiral, bilateralmente simétrica, algo evoluta, algo más larga que ancha, con la región umbilical un poco deprimida y rellena con un material granular secundario; periferia redondeada. Cámaras claras, algo infladas, alrededor de 10 a 12 cámaras en la vuelta adulta, aumentando de tamaño a medida que se añaden. Suturas claras, curvas y ligeramente hundidas. Pared lisa a ligeramente perforada, área umbilical que es granular. La abertura es un arco bajo en la base de la cara apertural. Longitud de 0.7-0.6 mm, ancho 0.45-0.4, espesor 0.28-0.25

**Descripción.**- Testa planispiral, evoluta, suturas muy marcadas en la zona umbilical, en el lado opuesto al umbilical se observan gránulos. 12 cámaras en la última vuelta. Pared hialina finamente perforada, No se observa la abertura primaria pero se observan aberturas secundarias. Largo 489  $\mu\text{m}$  y ancho 314  $\mu\text{m}$ .

**Observaciones.**- En MEB con detector de electrones secundarios en uno de los ejemplares se observa un cuerpo cristalino y hay evidencia de recristalización. Son los ejemplares mejor conservados de la muestra. No se pudieron identificar ejemplares de esta especie en lámina petrográfica.

**Consideraciones taxonómicas.**- *Florilus commune* (d'Orbigny) se consideraba una especie que difería de *F. scaphus* (Fichtel y Moll) en el número de vueltas, forma de las cámaras y testa más deprimida, sin embargo estas especies actualmente se consideran invalidas y son sinónimos de *Nonion commune* (Gross, 2015).

**Alcance estratigráfico.**- Se consideraba que *Florilus commune* tenía un alcance estratigráfico del Mioceno al Plioceno (De Sansores y Flores-Covarrubias, 1972), esto dejó de ser válido al considerarse a *F. commune* y *F. scaphus* como sinónimos de *N. commune* por lo que es una especie que llega hasta el Reciente. El actual alcance estratigráfico de esta especie se considera que es del Mioceno al Reciente.

*Elphidium rugosum* (d'Orbigny, 1846)

Figura 14.1-14.11

Sinonimia

*Polystomella rugosa* d'Orbigny, 1846, p. 123, pl. 6, figs. 3, 4.

*Polyostomella obtusa* d'Orbigny, 1846 p. 124, pl. 6, figs. 5,6.



*Elphidium rugosum* (d'Orbigny, 1846) Cushman, 1937, pl. 11, figs. 10, 11.

**Diagnosis.**- Testa muy comprimida, ligeramente umbilicada, periferia redondeada a ligeramente lobulada; en los ejemplares adultos el número de cámaras es de 16 a 20, cámaras de forma uniforme, con un crecimiento lento (poco incremento de talla en cada vuelta); suturas ligeramente curvas, procesos retrales muy distintivos, cubriendo la mitad o más de la mitad de la cámara adulta. Pared lisa excepto en los procesos retrales, la abertura es una serie de diminutas aberturas a lo largo de la base de la cara apertural. Diámetro de 0.60-0.75 mm.

**Descripción.**- Testa espiral, involuta, con simetría bilateral, y numerosas perforaciones tubulares que unen las cámaras, las perforaciones están separadas por tabiques (ponticuli). Periferia quillada, la quilla es muy visible del lado apertural, y es discontinua del lado umbilical. Cuenta con 14 a 15 cámaras. Diámetro 531  $\mu$ m.

**Observaciones.**- No se tiene una imagen con la resolución suficiente para poder observar los procesos retrales pues no se tiene un acercamiento de los ponticuli. En las figuras 14.1 y 14.2 aparenta que tienen una diferencia entre la cara umbilical y la cara apertural, sin embargo, esto se debe a la técnica de microscopía utilizada por que en la figura 14.7 se ve al ejemplar en la cara umbilical la cual es muy semejante a la cara apertural de la figura 14.1.

**Alcance estratigráfico.**- Eoceno (Dorreen, 1948) al Pleistoceno (Gibson, 1983).

*Spiroplectinella* (Defrance, 1824)

Figura 15.1- 15.5

Sinonimia

*Textularia* Defrance 1824 p. 177.

*Spiroplectamina* (Defrance); Hofker, 1960, p. 237.

*Spiroplectinella* (Silvestri) Loeblich y Tappan, 1988, p. 30.

*Spirorutilus* sp.; Kaminski *et al.*, 2002, p. 171.

**Diagnosis.**- Pared aglutinante. La testa es elongada a subtriangular. El estado inicial de la testa es planispiral, especialmente en las formas microséricas. Las cámaras posteriores tienen un arreglo biserial y lateralmente comprimido, con un incremento gradual en tallas. Suturas deprimidas y ligeramente curvadas. Periferia aguda. La abertura es un arco bajo en la base de la cámara final.

**Alcance estratigráfico.**- Este género se ha reportado de Cretácico al Reciente (WoRMS, 2015).

*Spiroplectinella* sp. A

Figuras 15.1-15.4

**Descripción.-** Testa alargada, biserial, pared aglutinante, periferia redondeada siendo más marcada en las últimas cámaras. La abertura está cubierta y no puede observarse. El ejemplar más grande mide 342µm de largo y de ancho 397µm, el ejemplar más pequeño tiene de largo 263µm y de ancho 462µm.

**Observaciones.-** En ningún ejemplar se observan las vueltas iniciales ni la abertura. Al parecer son más anchos que largos. La testa tiene una apariencia más compacta a la que se describe para *Spiroplectinella sagittula*, y también difiere marcadamente debido a que el número de cámaras en los ejemplares revisados es menor al número de cámaras de esta especie sin embargo es posible que se trate de un estado juvenil de esa especie.

*Spiroplectinella* sp. B

Figura 15.5

**Descripción.-** Testa alargada, biserial, pared aglutinante, línea media de la testa elevada, periferia redondeada. No se observa la abertura. Aparentemente más ancha que larga pero no se aprecian las primeras vueltas de la testa. El ejemplar mide 279µm de largo y de ancho 497µm.

**Observaciones.-** Es muy semejante a *Spiroplectinella* sp. B pero difiere en la forma de las vueltas finales pues son marcadamente más angostas por lo que le dan una apariencia triangular.

Especie *Clavulina* sp

Figura 15.6-15.10 y Figura 16.1-16.9

**Sinonimia**

*Clavulina* d'Orbigny, 1826 Genotipo designado por Cushman, 1911

**Diagnosis.-** Testa libre, elongado, de forma cilíndrica a angular; con numerosas cámaras muy juntas. La primera porción de la testa tienen un arreglo triserial, en la porción media la testa tienen un arreglo biserial, aunque esta parte puede estar ausente, y en la porción distal la testa tienen un arreglo uniserial. Pared arenácea, usualmente lisa; abertura terminal, redondeada con o sin cuello, con o sin dientes. Longitud de más de 7 mm.

**Descripción.-** Testa aglutinante de apariencia lisa, elongada y con apariencia uniserial, con siete cámaras. Longitud 1299

µm y ancho de 127 µm.

**Observaciones.-** No se observa la abertura y por tanto tampoco los dientes por lo cual no fue posible identificar a nivel de especie.

**Alcance estratigráfico.-** Cretácico Inferior al Reciente (Galloway, 1933)

Especie *Bigenerina* sp

Figura 16.5-16.9

Sinonimia

*Gemmulina* d'Orbigny, 1826, p. 262.

*Gemmulina* d'Orbigny in de la Sagra, 1839

**Diagnosis.-** Testa libre, elongada, primera porción biserial con una abertura basal semejante a la de *Textularia* última porción uniserial con abertura terminal redondeada.

**Descripción.-** Testa biserial, pared aglutinante, las cámaras iniciales son de menor tamaño y aumentan conforme crece el organismo, con aproximadamente 6 a 7 cámaras. No se observa la abertura de la testa. Diámetro mayor 358 µm, largo de la testa 1216 µm.

**Observaciones.-** El ejemplar solo pudo ser identificado a nivel de género gracias al tipo de pared, la cual está formada por granos angulosos de tamaños muy similares, lo cual concuerda con la descripción e imágenes dadas por Poag (1981) para el género *Bigenerina*.

**Alcance estratigráfico.-** Este género se ha reportado desde el Cretácico (Kamiski *et al.*, 1992) hasta el Reciente (Poag, 1981).

*Textularia* sp.

Figura 16.10

Sinonimia

*Textularia* DeFrance, 1824, p. 177.

*Textilaria* Erhenberg, 1839, p. 135.

*Plecanium* Reuss, 1862, p. 383.

*Textillaria* Schwager, 1865, p. 139.

**Diagnosis.-** Testa libre, elongada, típicamente aplanada en el lado biserial y angulosa en ambos extremos, algunas veces oval a redondeada; enrollamiento planispiral en las formas microesféricas. Compuesta de dos series de cámaras alternantes, algunas veces pequeña y usualmente muy juntas, las últimas cámaras un poco globosas. Pared aglutinante, gruesa a finamente arenácea, con mucho cemento calcáreo; una sola abertura, usualmente semilunar, en la base de la última cámara, raramente se extiende hacia la cara del septo, algunas veces los márgenes están elevados. Longitud más de 4 mm.

**Descripción.-** Testa elongada, biserial, pared aglutinante fina, septos muy tenues y casi no se distinguen, con 12 cámaras, apariencia cónica. Largo 1061  $\mu\text{m}$ .

**Observaciones.-** Se tiene un solo ejemplar de este género, la abertura no se aprecia por lo cual no fue posible determinar a nivel de especie. Se diferencia de *Spiroplectinella* sp. A debido a que las cámaras finales no son tan redondeadas, y la testa no es tan aplanada, además de la marcada diferencia de tamaño.

**Alcance estratigráfico.-** Jurásico al Reciente (Galloway, 1933).

**Consideraciones taxonómicas de Textularidae y Allogromidae-** Loeblich and Tappan (1989) dividieron al orden Textulariida en tres órdenes Trochamminida y Lituolida, que contiene a las especies con cemento orgánico y el Textulariida *sensu stricto* que contenía a las especies con testa aglutinada por cemento calcáreo, sin embargo los estudios de DNA no sustentan esta división ((Pawłowski *et al.*, 2013).

Dentro del orden Textulariida se consideraba a todas las especies de foraminíferos que producen una testa aglutinante, los estudios genéticos sin embargo han demostrado que estos organismos forman un grupo parafilético (no corresponden a un grupo evolutivo) y varias superfamilias de este orden se han movido al orden Allogromiida (Pawłowski *et al.*, 2013).

Especie *Spirosigmoilina tenuis* (Czjzek, 1848)

Figura 17.1-17.7

### Sinonimia

*Quinqueloculina tenuis* Czjzek, 1848, p. 149, pl. 13, figs. 31-34.

*Spiroloculina tenuis* (Czjzek, 1848) Brady, 1884, p.152, pl.10, fig.8.

*Sigmoilina tenuis* Jones, 1895, p. 125, pl. 7, fig. 2; Seiglie, 1965, p. 72.

*Sigmoilina elliptica* Galloway & Wissler, 1927, p. 39, pl. 7, fig. 2.

*Sigmoilinita tenuis* (Czjzek) Loeblich and Tappan, 1987, p. 348, pl. 356, figs 17-18.

**Diagnosis.-** Concha pequeña a mediana, ovada a fusiforme, comprimida y angosta, en la que el largo es aproximadamente el doble del ancho. Cámaras angostas, ligeramente redondeadas, cinco o seis visibles en cada cara, las pequeñas arregladas en forma de *Quinqueloculina* y las últimas de *Biloculina*, añadidas en planos distantes algo más de 180°, de tal modo que en sección transversal sus centros forman una curva sigmoidea. Suturas deprimidas. Pared calcárea aporcelanada y finamente perforada. La pared de cada cámara está formada por capas de calcita que cubren exclusivamente la cámara correspondiente a las anteriores. Abertura terminal, redondeada, sin diente, con un delgado borde, situada en la prolongación de la última cámara en forma de cuello.

**Descripción.-** Testa porcelanacea, forma ovoide elongada, cámaras envolventes, las primeras cámaras quedan cubiertas por las más recientes, las últimas cámaras de forma muy alargada. Se ven solo tres cámaras. Pared porcelanacea. Abertura terminal. En corte transversal en lámina el arreglo de las cámaras tiene una disposición de 72° entre cada una, con una apariencia convexa y cíclica. Largo 560 μm y ancho 334 μm.

**Observaciones.-** Tienen una testa muy frágil por lo que es muy fácil su fragmentación durante el proceso de extracción.

Habita desde las grandes cuencas oceánicas pero es rara de los 150 a los 1500 m de profundidad (De Sansores y Flores Covarrubias, 1972).

**Consideraciones taxonómicas.-** Este taxón cambió su estatus, fue reportado para el Terciario de México como *Sigmoilinita tenuis* por De Sansores y Flores Covarrubias (1972).

El género *Sigmoilina* Schlumberger, 1887, incluye a los taxa porcelanaceos dentados con un arreglo sigmoilino de la cámara inicial. *Spirosigmoilina* Parr, 1942 y *Quinqueloculina* (*Pseudoschlumbergerina*) Cherif, 1973, se consideran sinónimos con *Sigmoilina* (Ponder, 1974). Actualmente *Sigmoilina tenuis* es sinónimo del género *Spirosigmoilina tenuis* que es el topotipo de la especie del Mioceno (Gross, 2001).

**Alcance estratigráfico.-** Mioceno al Reciente.

### **Resultados de la Microtomografía**

No se pudo obtener una imagen en tercera dimensión al realizar el escaneo en el tomógrafo, de *A. lessoni*, estas complicaciones se presentaron debido a que es el primer ejemplar tan pequeño del que han tratado de obtener una tomografía en el CCADET, debido al tamaño y peso del ejemplar la muestra se movía durante la exposición a la tomografía debido a la rotación, y los rayos X hacían que el

ejemplar “brincara” a pesar de que se utilizó adhesivo para tratar de sujetar el foraminífero a la superficie que se adaptó para su estudio.

## VIII. DISCUSIÓN

Los grandes foraminíferos bentónicos del “Terciario” han desarrollado una complicada estructura interna que permite identificarlos cuando están aleatoriamente en secciones delgadas. Estos organismos proveen de una evidencia completa y detallada para análisis bioestratigráficos debido a su rápida diversificación, abrupta extinción y abundancia (Beavingtone-Penny y Racey, 2004).

### **8.1 Técnicas de observación: Consideraciones sobre la información y ventajas y desventajas que aportan los diferentes métodos utilizados para la observación de los foraminíferos.**

Debido a que la potencia amplificadora de un microscopio óptico está limitada por la longitud de onda de la luz visible (alrededor de 4.000 angstroms), el uso de microscopía electrónica que utiliza electrones (alrededor de 0,5 angstroms) para iluminar un objeto permite observar a detalle las estructuras más pequeñas.

La identificación de los macroforaminíferos, se basa en el estudio de las características internas y son especialmente buenos para lámina; mientras que los microforaminíferos para su identificación se deben de estudiar las características externas, por lo que se recomienda aislarlos de la roca que los contiene.

#### **8.1.1. Lámina**

El uso de esta técnica se recomienda generalmente para muestras de calizas y areniscas si se quiere estudiar la estructura interna y se requiere un corte orientado.

En esta técnica las secciones son transversales y longitudinales y son muy útiles para estudiar foraminíferos como alveolinas y fusulínidos. Los requerimientos de la sección dependen del tipo de problema y grado de precisión al que se quiera llegar.

La lámina es una técnica que no suele permitir la determinación de los taxones a nivel de especie y es una técnica cada día menos utilizada debido a que los estudios micropaleontológicos requieren cada vez mayor precisión.

También la presencia de algunos foraminíferos puede ser cuestionada al observarse en lámina, sobre todo si las muestras están dolomitizadas, pues los cristales de dolomita pueden semejar cámaras de foraminíferos.

En el caso específico de los ejemplares observados que solo se identificaron como textuláridos en lámina el tipo de corte no permite saber si es un organismo uni, bi o triserial, y que debido a la orientación del corte se observa como uniseria o biserial.

### **8.1.2. Microscopio estereoscópico**

Para la observación de foraminíferos bajo el microscopio estereoscópico se necesita procesar la muestra y separar los ejemplares de la matriz que los contiene, por lo que es preferible para trabajar ejemplares que estén en rocas deleznable o pocos consolidadas como es el caso de lutitas, areniscas, calizas margosas y margas.

La separación de los ejemplares de la matriz donde se encuentran permite distinguir la forma de la testa, la textura, el número de cámaras y observar el tipo de abertura (s) y ornamentación. Además de que se puede usar algún colorante como el azul de metileno o verde de malaquita para teñir los ejemplares y resaltar algunos detalles determinados, esto solo es posible claro, si los ejemplares fósiles conservan el carbonato original de la testa.

La extracción de los ejemplares y su observación en un microscopio estereoscópico es el paso previo para elegir las muestras a observar en microscopía de mayor resolución.

Si a esta técnica se le incluye además el uso de cámaras adaptadas y software especiales se permite obtener imágenes con volumen o experimentar con diferentes tipos de iluminación.

En este caso se utilizó el software ZEN 2012 para obtener imágenes tridimensionales de los foraminíferos observados en microscopio estereoscópico (e.g. Figura 6.11), el problema fue que con los ejemplares muy pequeños no se obtienen imágenes de buena calidad porque no se tiene la suficiente resolución (e.g. Figura 8.3).

Tampoco se puede observar la morfología interna a menos que se fragmente un poco el organismo y algunas veces la resolución no fue suficiente para observar las características de la pared como fue en el caso de los ejemplares que de acuerdo a la diagnosis presentan pontoni como es el caso de *A. lessoni* (Figura 8.3) A veces tampoco es posible observar el tipo de sutura sobre todo si es de tipo puntuada como es en la especie *Hanzawaiia concentrica*, y las aberturas secundarias son difíciles de observar (e.g. 9.6).

El problema que se tuvo al utilizar esta técnica fue que los foraminíferos con testa aglutinante que se observaban en lámina petrográfica no fueron tan abundantes al extraerse por lo que se infiere que un alto porcentaje de las testas aglutinantes se destruyeron durante el proceso de separación y limpieza de los ejemplares.

### **8.1.3. Microscopio Electrónico**

Si se quiere una gran calidad de imagen de la superficie del microfósil, el microscopio electrónico proporciona una resolución aproximadamente 10 veces mejor que un microscopio óptico y una gran profundidad de campo.

La información más detallada de la arquitectura de los foraminíferos se obtiene comúnmente a través de observaciones por microscopía electrónica. Este tipo de técnica permite apreciar el tipo de pared y el tipo de suturas a mayor detalle. En este caso con el detector de electrones secundarios (VPSE G3) se obtuvieron imágenes en blanco y negro de la superficie de los foraminíferos aunque tiene mayor resolución. Mientras que el detector de electrones retrodispersados NTS BSD ofrece una imagen de menor resolución además de que da una imagen plana de un ejemplar tridimensional, con este método fue con el que mejor se observó la superficie de los ejemplares (e.g. *Globigenira bulloides* Figura 11.1) y es también el método a través del cual se obtiene la composición química de la muestra.

Las desventajas son que solo se puede ver la morfología externa y no se aprecia el arreglo interno; la estructura interna solo puede ser observada rompiendo la pared externa de la testa por lo cual es un método destructivo. Otro aspecto es que sólo pueden obtenerse imágenes en blanco y negro puesto que no utilizan la luz visible. Con los microscopios electrónicos que se utilizaban en la década del 2010 aún era necesario que las muestras a estudiar se recubrieran con oro o con carbón lo cual aunque no destruía la muestra si la modificaba y por tanto tampoco podía ser reutilizado el ejemplar para otro tipo de estudio.

### **8.1.4. Microtomografía**

Hasta el momento solo existen dos estudios de foraminíferos que ha utilizado este método que corresponden al artículo de Speijer *et al.* (2008) y Görög *et al.* (2012).

La microtomografía con rayos X, en contraste a la imagen de transmisión de rayos X tradicional, que permite obtener datos y una imagen en 3-D para objetos geológicos con variaciones en la mineralogía, la composición química y o la porosidad que permitan contrastar las densidades. Es un método no destructivo y se ha considerado óptimo para aplicarse cuando se tienen muy pocos ejemplares.



Además de que no requiere preparación de la muestra y produce imágenes reales en 3D y por tanto se espera que se utilice más en la micropaleontología como una herramienta que permita observar las estructuras internas complejas sin destruir a los ejemplares.

Si la sustitución mineralógica lo permite es posible obtener un buen contraste entre el lumen de las cámaras y los septos.

Es una técnica excelente para producir cortes en cualquier dirección y compararlos con cortes en lámina, por lo cual facilitaría la identificación de algunos grupos de foraminíferos al comparar con láminas; además de que con las secciones ecuatoriales compuestas puede mostrar la estructura de la cámara de los foraminíferos y el material con el que se rellenaron.

Esta técnica de visualización ofrece nuevas perspectivas para los estudios taxonómicos cuando se tienen ejemplares únicos y para ejemplares que solo se conocen en lámina. Por lo que se considera que se incrementaría la eficiencia de los estudios de cortes de perforaciones geológicas (Speijer *et al.*, 2008; Görög *et al.*, 2012).

Las desventajas de esta técnica son que históricamente, los dispositivos y software de visualización CT fueron desarrollados para uso médico y sus requisitos específicos relacionados, por lo cual hasta el momento no existe ningún software específico para visualizar a los microfósiles en CT.

También debido a que la reconstrucción se basa en el escaneo de áreas con diferente densidad si la testa está recristalizada y rellena de calcita espática no puede usarse esta técnica y, dependiendo de la resolución, es difícil de medir foraminíferos de tamaño muy pequeño.

En el caso de ejemplares muy pequeños para lograr la resolución requerida, es necesario reducir la distancia entre el detector y la muestra, lo que puede provocar el contacto entre el detector y el soporte de muestra, de tal manera que la rotación de la muestra se ve obstaculizada.

Otras desventajas tienen que ver con la disponibilidad del equipo para que se puedan analizar las muestras y que este tenga la suficiente resolución. Los equipos médicos, como el tomógrafo que se utiliza en el “Centro Médico Nacional 20 de Noviembre” para tomografía de seres humanos tiene una resolución mínima de 2 mm, esta resolución sobrepasa en muchos casos el tamaño de los foraminíferos.

## **8.2 Consideraciones paleoambientales**

Debido a que hay una mayor proporción de especies bentónicas en comparación con las planctónicas el conjunto fósil tiene el potencial de ser usado para reconstrucciones paleoambientales, sin embargo esto

requiere un análisis estadístico de la proporción de ejemplares para cada especie además de un análisis sedimentológico. A continuación se dan las inferencias sobre la información paleoambiental que brindan algunas de las especies más representativas.

### **8.2.1. Suministro de nutrientes**

Las grandes foraminíferos bentónicos están muy adaptados a las condiciones estables, oligotróficas y deficientes en nutrientes, pero no pueden responder de manera competitiva cuando los recursos de nutrientes son abundante (Hallock, 1985).

Los grandes foraminíferos bentónicos con presencia de simbionte son compatibles con las condiciones de deficiencia de nutrientes y en tal situación, el alga simbionte utiliza para la fotosíntesis el CO<sup>2</sup> originado a partir de la respiración y las sustancias de desecho orgánicas del foraminífero así, las sustancias producidas suministran nutrientes para el foraminífero (Beavingtone-Penney y Racey, 2004).

### **8.2.2. Naturaleza del sustrato**

La naturaleza del sustrato también depende de la turbulencia del agua. Los foraminíferos que viven en sustratos de granos gruesos tienen una testa gruesa y son fusiformes. *Amphistegina* también prefiere sustratos duros con alta energía (Behforouzi y Safari, 2011).

### **8.2.3. Energía hidrodinámica y profundidad**

El movimiento del agua influye en la forma de la testa (promedio del diámetro vs el grosor). Generalmente la intensidad de la luz y el movimiento del agua promueven la formación de estratos secundarios en la testa de los foraminíferos. Por el contrario cuando la intensidad de la luz y la hidrodinámica son débiles el índice de crecimiento decrece. En yacimientos del Terciario de Irán se reportó que *Amphistegina lessoni* tiene una testa más delgada en ambientes de baja energía con una profundidad y es indicativo de un decremento en el régimen hidrodinámico (Behforouzi y Safari, 2011).

La presencia de organismos bentónicos refleja su compatibilidad con ambientes de alta o baja energía (Flügel, 2004). En ambientes someros dentro de la zona fótica, con incremento en el movimiento del agua la forma de los foraminíferos cambia. Esto significa que la alta energía ocasiona un engrosamiento de las testas (incremento en la productividad de carbonato) y disminuye su índice de crecimiento y eventualmente reduce el tamaño de la testa (Beavingtone-Penney y Racey, 2004). Haynes (1965) afirmó que la forma de grandes foraminíferos cambia bajo la influencia de las

condiciones hidrodinámicas y su relación simbiótica con algas, indicando que las especies de vida libre (que no son epizoicas) y las especies esféricas son indicadoras de ambientes arrecifales limpiadas por flujos, mientras que las testas delgadas frágiles con máxima relación superficie /volumen se podían encontrar en ambientes tranquilos con poca luz. En general, los foraminíferos en compatibilidad con alta energía, crean lamelas y testas gruesas. *Amphistegina* cuando presenta una forma alargada es indicador de un ambiente de baja energía (Behforouzi y Safari, 2011).

La Formación Tuxpan representa un paleoambiente de plataforma nerítica interna basándose en la presencia de los foraminíferos del género *Elphidium*, *Amphistegina* y *Spirosigmoilina*.

Con base en las características litológicas y contenido faunístico se ha sugerido un paleoambiente de aguas eurihalinas tropicales (32-36 ppm) con una profundidad aproximada de entre 10 a 30 m.

## IX. CONCLUSIONES

- En la Formación Tuxpan, en el área de Barra de Cazonas se identificó la presencia de 17 taxones de foraminíferos, de estos 11 se identificaron a nivel de especie y 6 a nivel de género.
- De las 11 especies identificadas, cuatro han cambiado su estado taxonómico, y otras cuatro actualmente se consideran en sinonimia.
- Los foraminíferos aglutinantes no habían sido previamente reportados.
- La especie *Robulus americanus* requiere una revisión sobre su estado taxonómico pues hay confusión respecto a, si es o no, una especie válida, dependiendo del autor que la considera.
- El alcance estratigráfico de la mayoría de las especies identificadas comprenden del Mioceno Inferior al Reciente.
- El conjunto biótico de foraminíferos estudiados está dominado por formas bentónicas, con solo tres especies planctónicas.
- La Formación Tuxpan tiene un gran potencial para realizar estudios micropaleontológicos desde una perspectiva diferente que sirvan para reconstrucciones paleoambientales por la gran cantidad de foraminíferos bentónicos y para aclarar la taxonomía de todas las especies reportadas.
- Los grandes foraminíferos bentónicos indican un paleoambiente oligotrófico y deficientes en nutrientes, probablemente en sustrato duro y con baja energía en un ambiente tropical de plataforma nerítica interna.

## X. RECOMENDACIONES.

- Es necesario aplicar la microscopía electrónica de barrido para reconocer las características de la pared de los foraminíferos y poder hacer una descripción más completa, así como para actualizar la información de las especies.
- Se recomienda integrar una base de datos con registros que sean validados por autoridades taxonómicas y que sea integrado a bases de datos internacionales, en las que se permite la contribución libre pero validada y, que están disponibles para consulta libre de la comunidad científica para enriquecer el conocimiento de la distribución y alcance estratigráfico de las especies de foraminíferos presentes en México.
- Es necesario aplicar nuevas técnicas para el estudio micropaleontológico que permitan obtener descripciones más detalladas de los ejemplares y que sirvan para validar el estado taxonómico y faciliten el reconocer a las diferentes especies.
- Los foraminíferos aglutinantes son los que requieren mayor estudio pues son muy pocos los que se han reportado para esta Formación.

## XI. LITERATURA CITADA

- Armstrong-Altrin, J. 2009. Provenance of sands from Cazonos, Acapulco, and Bahía Kino beaches, Mexico. *Revista Mexicana de Ciencias Geológicas*, 26: 764-782.
- Armstrong H.A., Brasier, M.D., 2005. *Microfossils* (2nd edition). Blackwell Publishing, Oxford: 304 pp.
- Asano, K., 1944. *Hanzawaia*, a new genus of foraminifera from Pliocene of Japan. *Journal of Geological Society of Japan*, 51: 97-99.
- Ayala-Castañares, A., 1956. Consideraciones sobre micropaleontología de foraminíferos, *Boletín de la Asociación Mexicana de Geólogos Petroleros*, 94-107.
- Barker, R.W., Blow, W.H., 1976. Biostratigraphy of some Tertiary formations in the Tampico-Misantla embayment, Mexico. *Journal of Foraminiferal Research*, 6: 39-58.
- Bé, A.W.H., Harrison S.M., Lott L., 1973. *Orbulina universa* d'Orbigny in the Indian Ocean. *Micropaleontology*, 19: 150-192.

- Beavingtone-Penney, S.J., Racey, A., 2004. Ecology of extant nummulitids and other larger benthic foraminifera: applications in Paleoenvironmental analysis. *Earth Science Review*, 67: 219-265.
- Behforouzi, E., Safari, A., 2011. Biostratigraphy and paleoecology of the Qom Formation in Chenar area (northwestern Kashan), Iran. *Revista Mexicana de Ciencias Geológicas*, 28: 555-565.
- Bellier J.P., Mathieu R., Granier, B., 2010. Short Treatise on Foraminiferology (Essential on modern and fossil Foraminifera) [Court traité de foraminifèrologie (L'essentiel sur les foraminifères actuels et fossiles)]. in *Carnets de Géologie - Notebooks on Geology*, Brest, Book 2010/02 (CG2010\_B02): 104 pp.
- Benavides-García, L., 1956. Notas sobre la geología petrolera de México. In Guzmán, E.J. (ed.) *Simposio Yacimientos Petróleo y Gas*. México, Congreso Geológico Internacional, 20: 351-562.
- Benedetti, A., Pignatti, J., Matteucci, R., 2012. Depth distribution of *Amphistegina* from Lamu Archipelago (Kenya). *Rend. Online Soc. Geol. It.*, 21: 1068-1070.
- Boersma, A., 1990. Ranges of benthic foraminifers from the late Oligocene to the early Miocene in ODP Hole 115-714A. (Table 5). doi:10.1594/PANGAEA.756702. Consultado marzo 2015.
- Bolli, H.M., Saunders, J.B., 1985. Oligocene to Holocene low latitude planktic foraminifera: 155-262. In Bolli, H. M., Saunders, J.B. (eds) *Plankton Stratigraphy*. Cambridge University Press, England.
- Brady, H. B., 1881. Notes on some of the reticularian Rhizopoda of the "Challenger" Expedition; Part III. *Quarterly Journal of the Microscopical Society*, 21: 31-71.
- Buitrón, B.E., Almazán, E., Gómez-Espinosa, C., 2010. *Paleontología General. Invertebrados*. Editorial Facultad de Ingeniería, UNAM, México: 317 pp.
- Butterlin, J., 1958. A propósito de la edad de las formaciones Escolín, Coatzintla y Tuxpan de la cuenca sedimentaria Tampico-Misantla. *Boletín de la Asociación Mexicana de Geólogos Petroleros*, 10: 595-601.
- Butterlin, J., Perch-Nielsen, K., Premoli-Silva, I., Toumarkine, M., 1977. Field conference sur le Paleogene au region de Tampico-Misantla. *International Union Geological Science, sous-commission de Stratigraphie du Paleogene*, 59 p. (reporte inédito).

- Cabrera, R., Lugo, J.E., 1984. Estratigrafía-sedimentología de las cuencas terciarias del Golfo de México. *Boletín de la Asociación Mexicana de Geólogos Petroleros*, 36: 3-55.
- Carpenter, W.B., Parker, W.K., Jones, T.R., 1862. *Introduction to the study of foraminifera*. Ray Society of London: 319 pp.
- Carreño, A. L., 1979. Les ostracodes de la sous-province Tampico-Misantla, Mexique: París, Univ. París Sud, Centre d'Orsay, disertación doctoral (3t.: ciclo), 205 p (inérita).
- Carreño, A.L., 1986. Los ostrácodos de edad Oligo-Miocenica de la Subprovincia Tampico-Misantla, área centrooriental de México. Parte II. Mioceno: Formaciones Mesón y Tuxpan. *Revista del Instituto de Geología*, 6: 178-192.
- Cavalier-Smith, T., 1981. Eukaryote kingdoms: seven or nine?. *Biosystems*, 14: 461–481.
- Cavalier-Smith, T., 1993. Kingdom Protozoa and Its 18 Phyla. *Microbiological Reviews*, 57: 953-994.
- Cavalier-Smith, T., 2002. The phagotrophic origin of eukaryotes and phylogenetic classification of Protozoa. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 52: 297–354.
- Cavalier-Smith, T., 2010. Kingdoms Protozoa and Chromista and the eozoan root of the eukaryotic tree. *Biological Letters*, 6: 342–5.
- Chapman, F., Parr, W.J., Collins, A.C., 1934. Tertiary foraminifers of Victoria, Australia: the Balcombian deposits of Port Philip (Pt. III). *Journal of the Linnean Society of London*, 38: 569 pp.
- Chaisson, W. P., Leckie, R. M., 1993. High-resolution Neogene planktonic foraminifer biostratigraphy of Site 806, Ontong Java Plateau (western Equatorial Pacific). In: Berger, W.H., Kroenke, L.W., Mayer, L.A., *et al.* (eds.), *Proceedings of the Ocean Drilling Program, Scientific Results*, College Station, TX (Ocean Drilling Program), 130: 137-178.
- Czjzek, J., 1848. Beitrag zur Kenntniss der fossilien Foraminiferen der Wiener Beckens. *Naturwissenschaftliche Abhandlungen, Wien*, 2: 137-150.
- Cushman, J.A., 1918. Some Pliocene and Miocene Foraminifera of the coastal plain of the United States. *United States Geological Survey, Bulletin* 676: 100 pp.
- Cushman, J.A., 1927. Recent Foraminifera from off the west coast of America. *Bulletin of the Scripps Institution of Oceanography*, 1: 119-188.
- Cushman, J. A., 1930. The Foraminifera of the Choctawhatchee Formation of Florida. *Florida State Geological Survey Bulletin*, 4: 1-89

- Cushman, J. A., 1931. The Foraminifera of the Atlantic Ocean Rotaliidae, Amphisteginidae, Calcarinidae, Cymbaloporetidae, Globorotaliidae, Anomalinidae, Planorbulinidae, Rupertiidae and Homotremidae, Smithsonian Institute, U.S. Natural Museum Bulletin, 104, Part 8: 1-26.
- Cushman J.A. 1932. A bibliography of American Foraminifera. Special Publications Cushman Laboratory for Foraminiferal Research, 3: 1-40.
- Defrance, J.L.M., 1824. Dictionnaire des Sciences Naturelles, 31: 1-576.
- Delage, Y., Hérouard, E., 1896. Traité de Zoologie Concrète. Tome I. La cellule et les protozoaires. Schleicher Frères Editores. Paris, Francia: 584 pp.
- Deutch, S., Lipps, J. H., 1976. Test structure of the foraminifer *Carterina*. Journal of Paleontology, 50, 2: 312-317.
- D'Orbigny, A. D., 1826. Tableau méthodique de la classe Céphalopodes. Annales des Sciences Naturelles, Paris, 7: 245–314.
- D'Orbigny, A.D., 1839. Foraminifères: 1-224. *In* de la Sagra, R. (ed) Histoire Physique, Politique et Naturelle de l'île de Cuba 2, Atlas, vol. 8.
- D'Orbigny, A.D., 1846. Foraminifères fossiles du Bassin Tertiaire de Vienne (Autriche). Guide et Comp, Libraire-editeurs, Paris: 369 pp.
- Dorreen, J. M. , 1948. A Foraminiferal fauna from the Kaiatan Stage (Upper Eocene) of New Zealand. Journal of Paleontology, 22: 281-300.
- Dumble, E.T., 1911. Tertiary deposits of northeastern Mexico, Science, 33: 232-234.
- Dumble, E.T., 1918, Geology of the northern end of the Tampico embayment area, Proceedings of the California Academy of Science, 8: 113-156.
- Ellis, B. F., Messina, A., 1940. Catalogue of Foraminifera, Vol. 1A. American Museum of Natural History, New York.
- Ehrenberg, C. G., 1838. Über dem blossen Auge unsichtbare Kalkthierchen und Kieselthierchen als Hauptbestandtheile der Kreidegebirge. Bericht über die zu Bekanntmachung geeigneten Verhandlungen der Königlich Preussischen Akademie der Wissenschaften zu Berlin, 1838: 192–200.
- Ehrenberg, C.G., 1839. Über die Bildung der Kreidefelsen und des Kreidemergels durch unsichtbare Organismen. Abhandlungen der Königlich Akademie der Wissenschaften zu Berlin: 59-147.
- Flugel. E., 2004. Microfacies of Carbonate Rocks, Analysis, Interpretation and Application: Berlin, Springer–Verlag, Berlin, 976 pp.

- García, F.A., Miller, D.S., 1998. *Discovering Fossils: How to Find and Identify Remains of the Prehistoric Past*. Pennsylvania: Stackpole Books.
- Galloway, J.J., 1933. *A manual of foraminifera*. Bloomington, Indiana. Principia Press: 496 pp.
- Gibson, T. G., 1983. Key foraminifera from upper Oligocene to lower Pleistocene strata of the central Atlantic coastal plain. *Smithsonian Contributions to Paleobiology*, 53:355-453.
- Gío-Argáez R., 1982. Formación Tuxpan (Tuxpan Formation) In: Gío-Argáez R., P. R. Krutak (Eds.) *Eight International Symposium on ostracoda "Applications of Ostracoda to Economic and Scientific Problems"*. University of Houston & Instituto de Geología, UNAM. 44-48 p. (Español), 104-107 p. (Inglés).
- Görög, Á., Szinger, B., Tóth, E., 2012. Methodology of the microcomputer tomography on foraminifera. *Palaeontologia Electronica*, 15, 13T,15p.
- Grimaldi, D., Engel, M.S., 2005. *Evolution of the Insects*. New York: Cambridge University Press.
- Gross, O., 2001. Foraminifera, In: Costello, M.J., Emblow, C., White, R.J., (Ed.). *European register of marine species: a check-list of the marine species in Europe and a bibliography of guides to their identification*. *Collection Patrimoines Naturels*, 50: 60-75.
- Gross, O., 2014. *Hanzawaia concentrica*. In: Hayward, B.W., Cedhagen, T., Kaminski, M., Gross, O., 2014. *World Foraminifera Database*. Accessed through: *World Register of Marine Species* at <http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=113186>. Consultado febrero 2015.
- Gross, O., 2015. *Nonion commune* (d'Orbigny, 1846). In: Hayward, B.W., Cedhagen, T., Kaminski, M., Gross, *World Foraminifera Database*. Accessed through: *World Register of Marine Species* at <http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=113585>. Consultado marzo 2015.
- Guppy, R. J. L., 1894. On some foraminifera from the Microzoic deposits of Trinidad, West Indies. *Zool. Soc. London., Proc.:* 647-652.
- Hallock, P., 1985. Why are larger foraminifera large?. *Paleobiology*, 11: 195–208.
- Haynes, J.R., 1965. Symbiosis wall structure and habitat in foraminifera. *Special Publication, Cushman Foundation for Foraminiferal Research*, 16: 40–43.
- Hayward, B., 2014. *Foraminifera*. Accessed through: *World Register of Marine Species* at <http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=1410> on 2015-02-25.



- Hayward, B., 2014. *Lenticulina* (Robulus) de Montfort, 1808. *In*: Hayward, B.W., Cedhagen, T., Kaminski, M., Gross, O. 2014. World Foraminifera Database. Accessed through: World Register of Marine Species at <http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=479118> on 2015-02-20
- Haeckel, E., 1862. Die Radiolarien: (Rhizopoda Radiaria): Eine Monographie. Berlin, I-XIV: 572 pp.
- Hohenegger, J., 2011. Growth-invariant meristic characters. Tools to reveal phylogenetic relationships in Nummulitidae (Foraminifera): Turkish Journal of Earth Sciences, 20: 655-681.
- Hohenegger, J., Baal, Ch., 2003. Wandstruktur bei Foraminiferen. In Hofrichter, R. (ed.). Das Mittelmeer. Fauna Flora, Ökologie. II/1 Bestimmungsführer. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg-Berlin:134-135.
- Hohenegger, J., Piller, W., 1975: Ökologie und systematische Stellung der Foraminiferen im gebankten Dachsteinkalk (Obertrias) des nördlichen Toten Gebirges (Oberösterreich). *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 18: 241-276.
- Honigberg, B.M., Balamuth, W., 1963. Subphylum Sarcomastigophora nom. nov. to embrace the flagellate and amoeboid assemblages of protozoans. *Journal of Protozoology*, 10: 1- 27.
- Hottinger, L., 1986. Construction, structure and function of foraminiferal shells: 219-235. *In*: Leadbeater, B., Riding, R. (eds), *Biomineralization in lower plants and animals*. Systematics Association Special Publications Series, N° 30, London.
- ITIS, 2015. Integrated Taxonomic Information System. *Lenticulina americana* [http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search\\_topic=TSN&search\\_value=44967#](http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=44967#/)/. Consultado abril 2015.
- Kaminski, M.A., Gradstein, F.M. y Geroch, S., 1992. Uppermost Jurassic to Lower Cretaceous deep-water benthic foraminiferal assemblages from Site 765 on the Argo Abyssal Plain. in Gradstein, F.M., Ludden, J.N., et al., *Proc. ODP, Sci. Results*, 123: College Station, TX (Ocean Drilling Program), 239–269.
- Kennett, J.P., Srinivasan, M.S., 1983. Neogene planktonic foraminifera: A phylogenetic atlas. Hutchinson Ross Publishing Company. California, USA: 265 pp.
- Lamarck, J. P. B. A de Monet de, 1804. Sur les fossiles des environs de Paris. *Annales du Muséum National d'Histoire Naturelle*, 5: 28-36.
- Langer, M.R., 1999. Origin of foraminifera: Conflicting molecular and paleontological data?. *Marine Micropaleontology*, 38: 1-5.

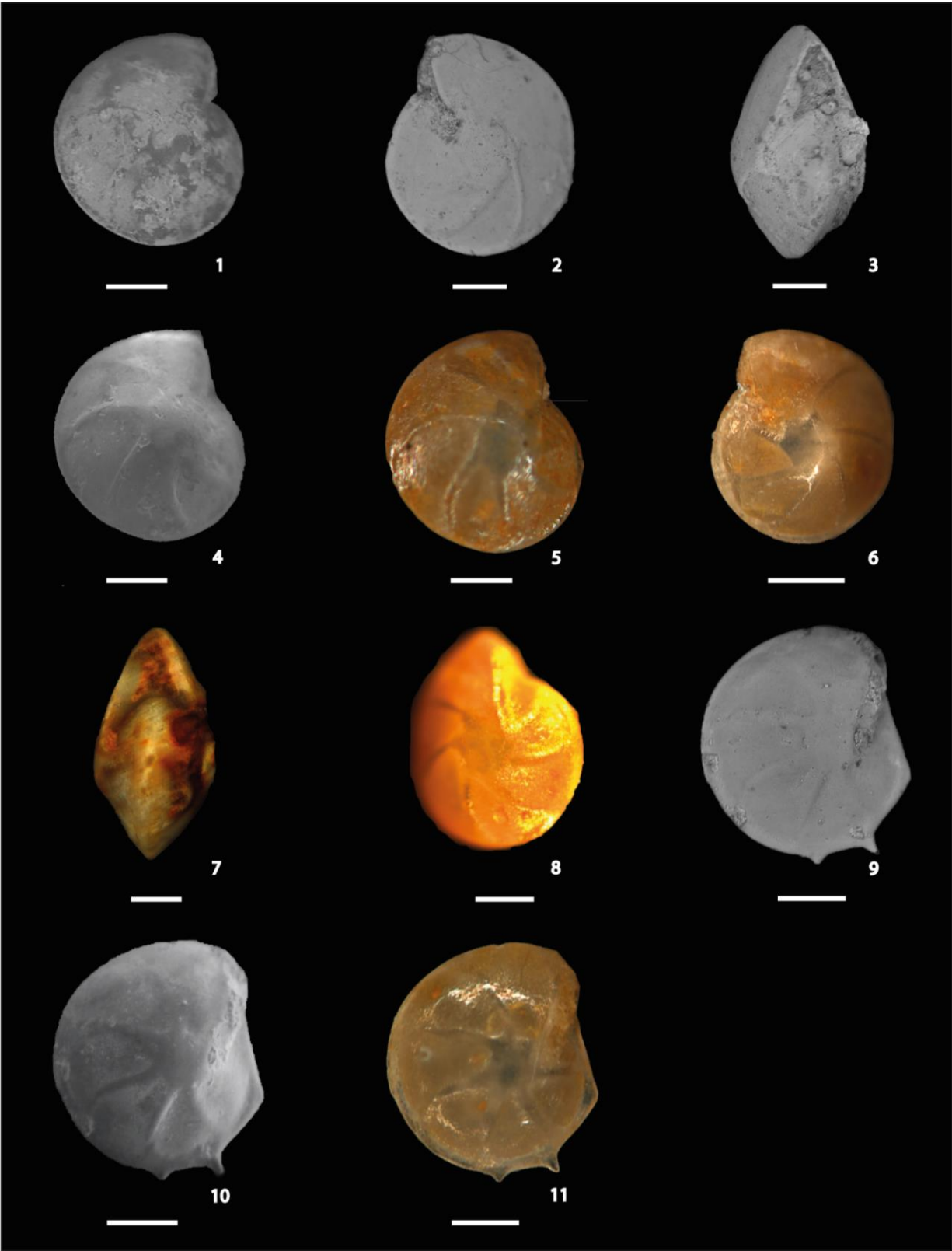
- Lara Domínguez, A.L., Contreras Espinosa, F., Castañeda-López, O., Barba-Macías, E., Pérez-Hernández, M.A., 2011. Lagunas costeras y estuarios, Vol. I: 301-317. In: La Biodiversidad en Veracruz: Estudio de Estado. CONABIO, Gobierno del Estado de Veracruz, Universidad Veracruzana, Instituto de Ecología, A.C. ISBN:-607-7607-50-2.
- Larsen, A.R., 1976. Studies of Recent *Amphistegina*, Taxonomy and some Ecological Aspects. Israel Journal of Earth Sciences, 25: 1-26.
- Loeblich, A.R., Tappan, H., 1961. Remarks on the Systematics of the Sarkodina (Protozoa), renamed Homonyms and new and validated Genera. Proceedings of the Biological Society of Washington: 213-234.
- Loeblich, A.R., Tappan, H., 1964. Sarcodina Chiefly "Thecamoebians" and Foraminiferida; Treatise on Invertebrate Paleontology, Part C Protista 2. Geological Society of America and University of Kansas Press.
- Loeblich, A. R., Tappan, H., 1984. Suprageneric classification of the Foraminiferida (Protozoa). Micropaleontology, 30, 1: 1-70.
- Loeblich, A. R., Tappan, H., 1992. Present status of foraminiferal classification: 93-102. In Takayanagi, Y., Saito, T., (Eds) Studies in Benthic foraminifera. Proceedings of the Fourth Symposium on benthic foraminifera, Sendai, 1990. Tokai University Press, Tokyo.
- López-Islas, M. E., 1983. Estudio bioestratigráfico de la Formación Tuxpan en su localidad-tipo. Tesis de Licenciatura, Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México, México, D. F.: 143 (inédita).
- López-Ramos, E., 1956. Visita a las localidades tipo de las formaciones del Eoceno y Oligoceno de la Cuenca Sedimentaria Tampico-Misantla, en la llanura costera del Golfo de México, entre Poza Rica, Tampico y Ciudad Valles. XX International Geological Congress, Mexico, D. E, Field-guide for Fieldtrip C-16: 94 pp.
- Luczkowska, E., 1974. Miliolidae (Foraminiferida) from the Miocene of Poland. Part II. Biostratigraphy, Palaeoecology and Systematics. Acta Paleontologica Polonica, 19: 3-176.
- Maldonado- Koerdell, M., 1956. Visita a las localidades tipo de las formaciones del Eoceno, Oligoceno y Mioceno de la cuenca sedimentaria de Tampico-Misantla: en la llanura costera del Golfo de México, entre Poza Rica, Ver., Tampico, Tamps. y Ciudad Valles, S.L.P. Congreso Geológico Internacional, Vigésima Sesión, México, D.F.: 53 pp.
- Martínez, J.I., 1999. Los microfósiles como herramientas de correlación estratigráfica en exploración petrolera, Revista Universidad Eafit, Enero-Marzo: 103- 113.

- Mikhalevich, V.I., 1980. Sistematika i evolyuciya foraminifer v svete novyikh dannykh po ih citologii i ultrastrukture (Systematics and evolution of the Foraminifera in view of the new data on their cytology and ultrastructure). In: Principy postroeniya makrosistemy odnokletochnykh zhivotnykh. (The principles of the formation of the macrosystem of the unicellular animals). Tr Zool Inst Akad Nauk SSSR, 94: 42–61.
- Mikhalevich, V.I., Debenay, J.P., 2001. The main morphological trends in the development of the foraminiferal aperture and their taxonomic significance. *Journal of Micropaleontology*, 20: 13–28.
- Milker, Y., Schmiendl, G., 2012. A taxonomic guide to modern benthic shelf foraminifera of the western Mediterranean Sea. *Palaeontologia Electronica*, 15: 16A,134p
- Mohan, K., 2011. Distribution of deep-sea benthic foraminifera in the Neogene of Blake Ridge, NW Atlantic Ocean. *Journal of Micropalaeontology*, 30: 33-74.
- Montfort, P.D. de, 1808. *Conchyliologie systématique, et classification méthodique des coquilles; offrant leurs figures, leur arrangement générique, leurs descriptions caractéristiques, leurs noms; ainsi que leur synonymie en plusieurs langues. Ouvrage destiné à faciliter l'étude des coquilles, ainsi que leur disposition dans les cabinets d'histoire naturelle. Coquilles univalves, cloisonnées. Tome premier*, Paris: 409 pp.
- Morard, R, Quillevere F, Escarguel G, Ujiie Y, de Garidel-Thoron T, Norris RD, de Vargas C. 2009. Morphological recognition of cryptic species in the planktonic foraminifer *Orbulina universa*. *Marine Micropaleontology*, 71:148-165.
- Murray, J.W., 1991. *Ecology and palaeoecology of benthic foraminifera*, Longman Scientific and Technical, New York: 402 pp.
- Murray, J.W., 2008. *Ecology and Applications of Benthic Foraminifera*. Cambridge University Press: 440 pp.
- Neugeboren, J. L., 1872. Die Cristellarien und Robulinen aus der Thierklasse der Foraminiferen aus dem marinen Miocän bei Ober-Lapugy in Siebenbürgen. (Mit drei Tafeln), *Geologie und Mineralogie*, A 10: 273-290.
- Nuglisch, K. 1985. *Foraminiferen - marine Mikroorganismen*. A. Ziemsen Verlag, Lutherstadt Wittemberg.
- O'Herne, L., 1974. A reconsideration of *Amphistegina lessonii* d'Orbigny, 1826, *sensu* Brady, 1884 (Foraminifera), *Scripta Geologica*, 26: 1-53.

- Parr, W.J., 1942. Foraminifera and a Tubicolous Worm from the Permian of the North-West Division of Western, Australia. *J. Roy. Soc. W. AUGt.* 27: 97-115.
- Pawlowski, J., 2000. Introduction to the molecular systematics of Foraminifera. *Micropaleontology*, 46: 1–12.
- Pawlowski, J., Holzmann, M., Tyszka, J., 2013. New supraordinal classification of Foraminifera: Molecules meet morphology. *Marine Micropaleontology*, 100: 1-10.
- Pereyra-Díaz, D. y Pérez-Sesma, J.A., 2010, Hidrología de superficies y precipitaciones intensas 2005 en el estado de Veracruz. Disponible en: [http://www.inecc.gob.mx/descargas/cclimatico/06\\_hidrologia.pdf](http://www.inecc.gob.mx/descargas/cclimatico/06_hidrologia.pdf). Consultado noviembre 2014.
- Phleger, F. B., 1960. Ecology and Distribution of Recent Foraminifera. Johns Hopkins Press, Baltimore: 297 pp.
- Piller, W., 1983. Remarks on the suborder Involutinina Hohenegger and Piller, 1977. *Journal of Foraminiferal Research*, 13: 191–201.
- Poag, C.W., 1981. Ecological Atlas of Benthic Foraminifera of the Gulf of Mexico. Academic Press. USA. 174 pp.
- Ponder, R.W., 1974. The genus *Sigmoilina* Schlumberger. *Australian Journal of Zoology*, 22: 105-115.
- Popescu, G., Crihan, I., 2000. Contributions to the knowledge of the Miocene foraminifera from Romania: Superfamily Nodosariacea (Fam. Nodosariidae and Vaginulinidae). *Acta Palaeontologica Romaniaae*, 4: 385-402.
- Prothero, D.R., 2004. *Bringing Fossils to Life: An Introduction to Paleobiology* [2nd edition]. McGraw-Hill, New York.
- Reyment, A., 1959. The foraminiferal genera *Afrobolivina* gen. nov. and *Bolivina* in the Upper Cretaceous and lower Tertiary of West Africa. *Stockholm Contributions in Geology*, 3: 1-57.
- Reyment, A., 1983. Internal structure of *Bolivina* and *Afrobolivina*: *Micropaleontology*, 29: 50-59.
- Reuss, A. E., 1860. Die fossilen Mollusken der tertiären Süßwasserkalke Böhmens. - Sitzungsberichte der Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Classe der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften, 42: 55-85. Wien.
- Rzehak, A., 1895. Über einige merkwürdige Foraminiferen aus dem Österreichischen Tertiär. *Annalen des K.K. Naturhistorisches Hofmuseum*, 10: 213-230.

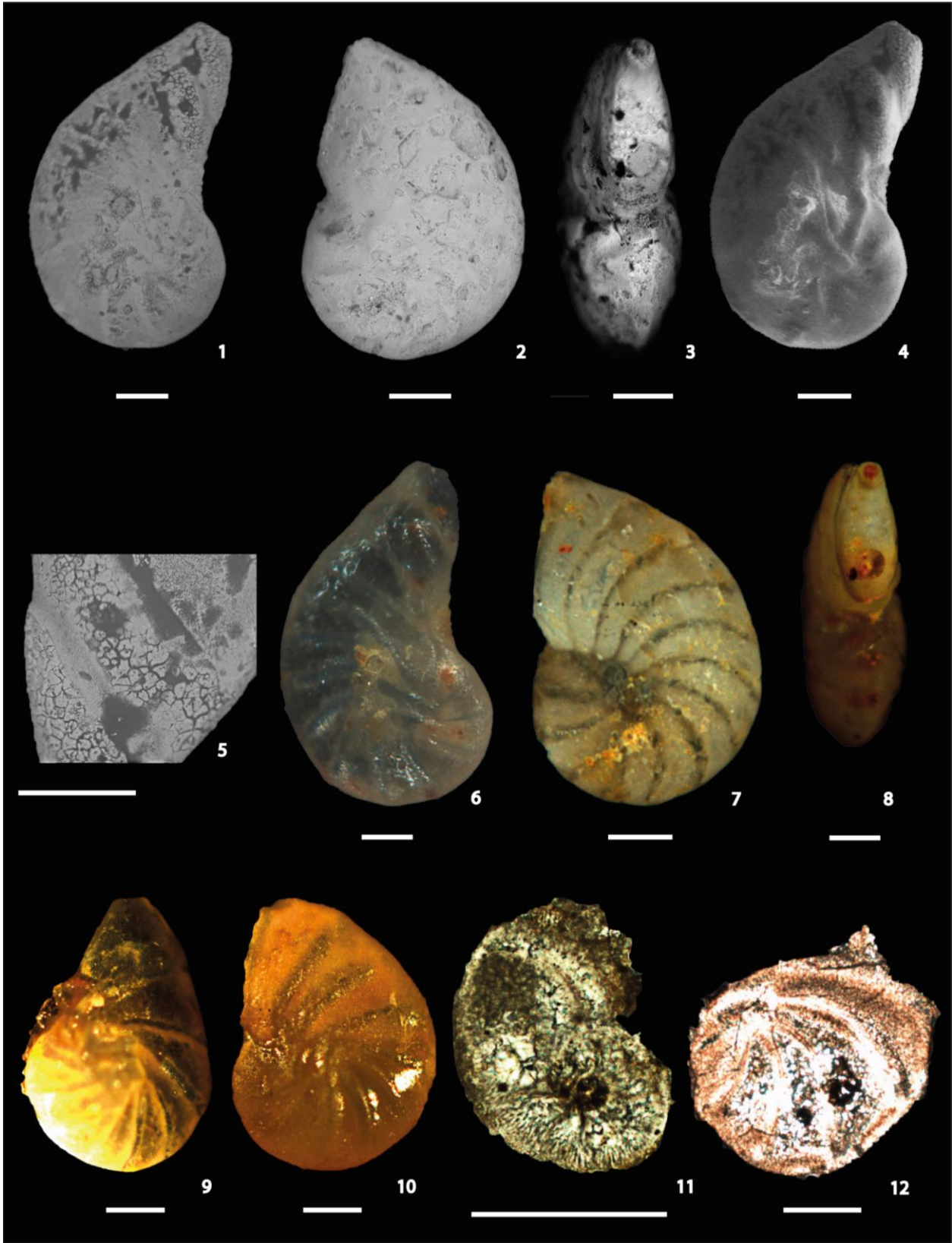
- Robertson, 2014. Biosteering. Disponible en: <http://www.robertson-cgg.com/services/biosteering>. Consultado noviembre 2014.
- Sagra de la, R., 1839. Histoire Physique, Politique et Naturelle de l'Ile de Cuba. Foraminifera: Paris: 222.
- Sansores, J. C., Flores-Covarrubias, C., 1972. Descripción de seis nuevas especies de foraminíferos bentónicos de la Cuenca Salina del Istmo de Tehuantepec, Revista Instituto Mexicano del Petróleo, 4: 77-83.
- Saleh, Z., Seyrafian, A., 2013. Facies and Depositional Sequences of the Asmari Formation, Shajabil Anticline, North of the Izeh Zone, Zagros Basin, Iran. Acta Geologica Sinica, 87: 1520–1532.
- Schopf, J.M., 1975. Modes of Fossil Preservation, Review of Palaeobotany and Palynology, 20: 27-53.
- Schultze, M.S., 1854. Ueber den Organismus der Polythalamien (Foraminiferen), nebst Bemerkungen über die Rhizopoden im Allgemeinen. Leipzig, Wilhelm Engelmann.
- Seiglie, G.A., 1965. Some observations on Recent Foraminifers from Venezuela: Part 1. Cushman Foundation of Foraminiferal Research, 16: 70-74.
- Sen Gupta, B.K., 1999. Systematics of modern Foraminifera: 7-36. In Sen Gupta, B. K. (ed.), Modern Foraminifera. Kluwer Academic Publishers, Great Britain.
- Siani, G., Paterne, M., Colin, C., 2010. Late glacial to Holocene planktic foraminifera bioevents and climatic record in the South Adriatic Sea. Journal of Quaternary Science, 25: 808–821.
- Silvestri, A., 1923. Microfauna pliocenia a rizopodi reticolaria di Copocolle presso Forli. Memorie della Pontifica Accademia delle Scienze, Nuovi, Lincei, Roma, 76: 70-77.
- Seiglie, G.A., 1974. Foraminifera of Mayaguez and Afiasco Bays and its surroundings. Part 4. Relationships of foraminifera and pollution in Mayaguez Bay. Caribbean Journal of Science, 14: 1-68.
- Speijer, R.P., Loo, D., Masschaele, B., Vlassenbroeck, J., Cnudde, V., Jacobs, P., 2008. Quantifying foraminiferal growth with high-resolution X-ray computed tomography: New opportunities in foraminiferal ontogeny, phylogeny, and paleoceanographic applications. Geosphere, 4: 760–763.
- Staub, W., 1928. Über die Verbreitung der oligozanen und der alterneogen Schichten in der Golfregion des nordöstlichen Mexiko. Eclog. Geol. Helvetiae, 21: 119-130.

- Schwager, C., 1876. Saggio di una classificazione dei foraminiferi avuto riguardo alle loro famiglie naturali. Boll. Comitato Geol. Ital., 8: 18-153.
- Swartz, J.H., 1962. Some physical constants for the Marshall Islands Area. Geological Survey Professional Paper, 260: 989 pp.
- Thalmann, H.E., 1935a. Die mioziene Tuxpan-Stufe im Gebiete zwischen Rio Tuxpan und RioTecolutla (Staat Veracruz, Ost. Mexico). Eclog. Geol. Helvetiae, 28: 543-546.
- Thalmann, H.E., 1935b. Liste der Foraminiferen von der Typus-Lokalität der Miozäne Tuxpan-Stufe (Ciudad de Tuxpan, Veracruz, Mexico). Eclog. Geol. Helvetiae, 28: 602-605.
- Tosk, T.A., 1988. Foraminifers in the fossil record: implications for an ecological zonation model. Origins, 15: 8-18.
- Tyszka, J., Topa, P., Saczka, K., 2005. State of the art in modelling of foraminiferal shells: searching for an emergent model. Studia Geologica Polonica, 124: 143-157.
- Vaughan, T. W., 1924. Criteria and status of correlation and classification of Tertiary deposits. Geological Society of America Bulletin, 35: 677-742.
- Vega-Vera, F.J., Feldmann, R.M., Villalobos-Hiriart, J.L., Gío-Argaez, R., 1999. A new decapod fauna from the Miocene Tuxpan Formation, Eastern Mexico. Journal of Paleontology, 73: 407-413.
- Wedekind, R., 1937. Einführung in die Grundlagen der historischen Geologie, II. Mikrobiostratigraphie. Die Korallen- und Foraminiferenzeit. VIII: 136 pp.
- Wetmore, K.L., 1995. More on Test Morphology and Chamber Arrangement in Foraminifera. Disponible en: <http://www.ucmp.berkeley.edu/foram/foramcoil.html>. Consultado diciembre 2014.
- Wilson, B., 2005. Benthonic Foraminiferal Paleoecology Across a Transgressive-Regressive Cycle in the Brasso Formation (Early-Middle Miocene) of Central Trinidad. Caribbean Journal of Science, 40: 126-138.
- WoRMS, 2014. World Register of Marine Species. World Foraminifera Database. Disponible en: <http://www.marinespecies.org/foraminifera/index.php>. Consultado noviembre 2014.
- WoRMS, 2015. World Register of Marine Species. World Foraminifera Database. Disponible en: <http://www.marinespecies.org/foraminifera/index.php>. Consultado mayo 2015.



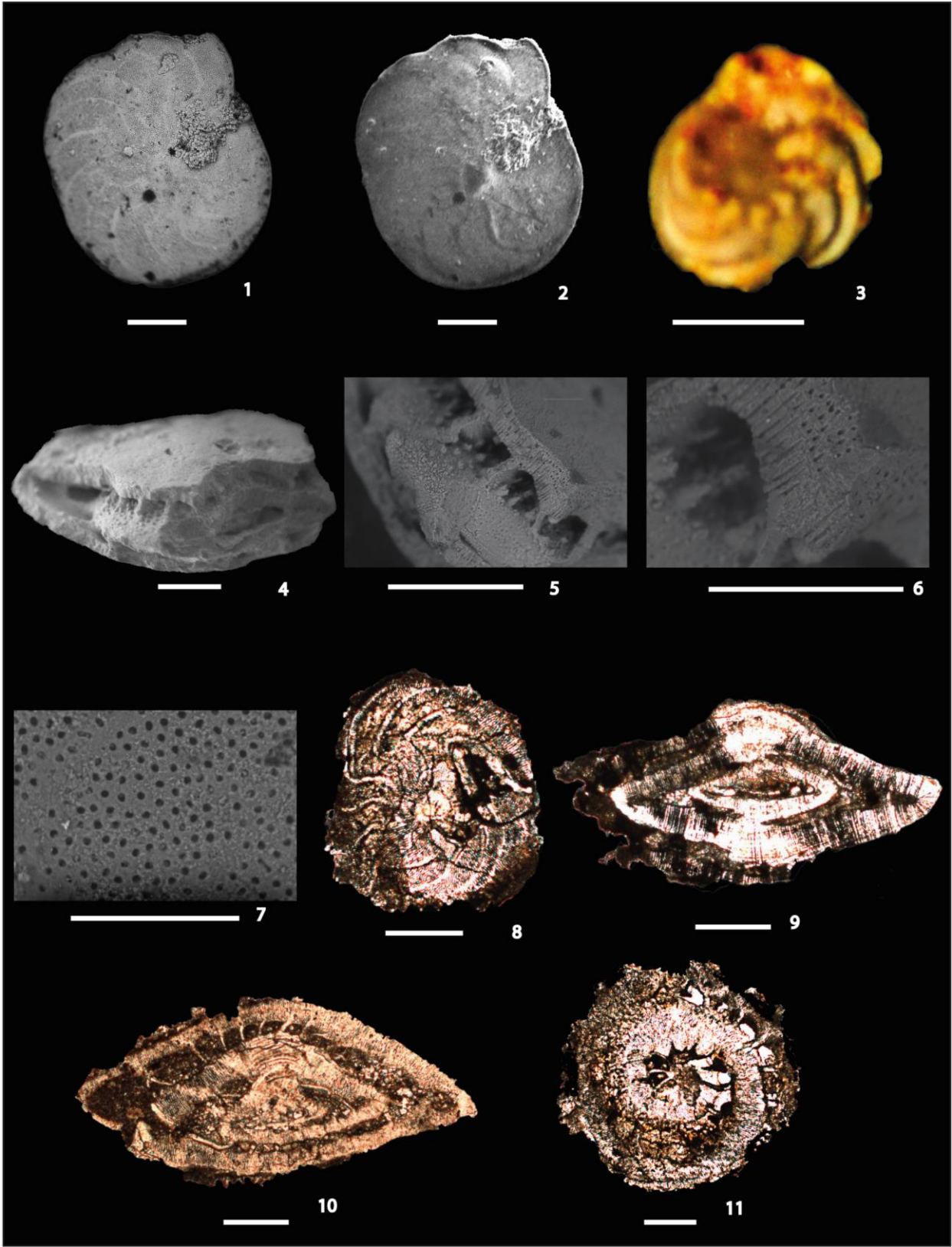
Figuras 6



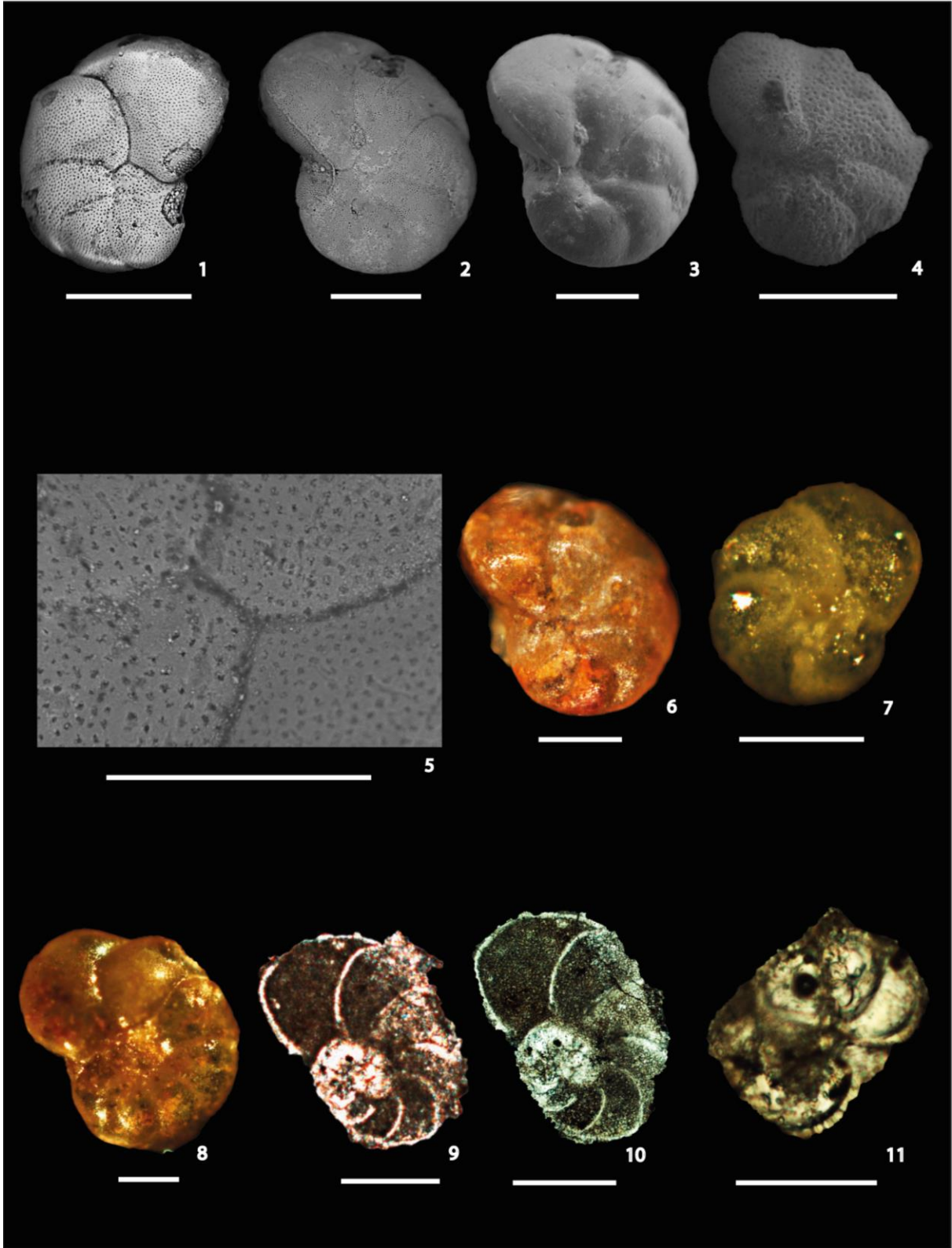


Figuras 7

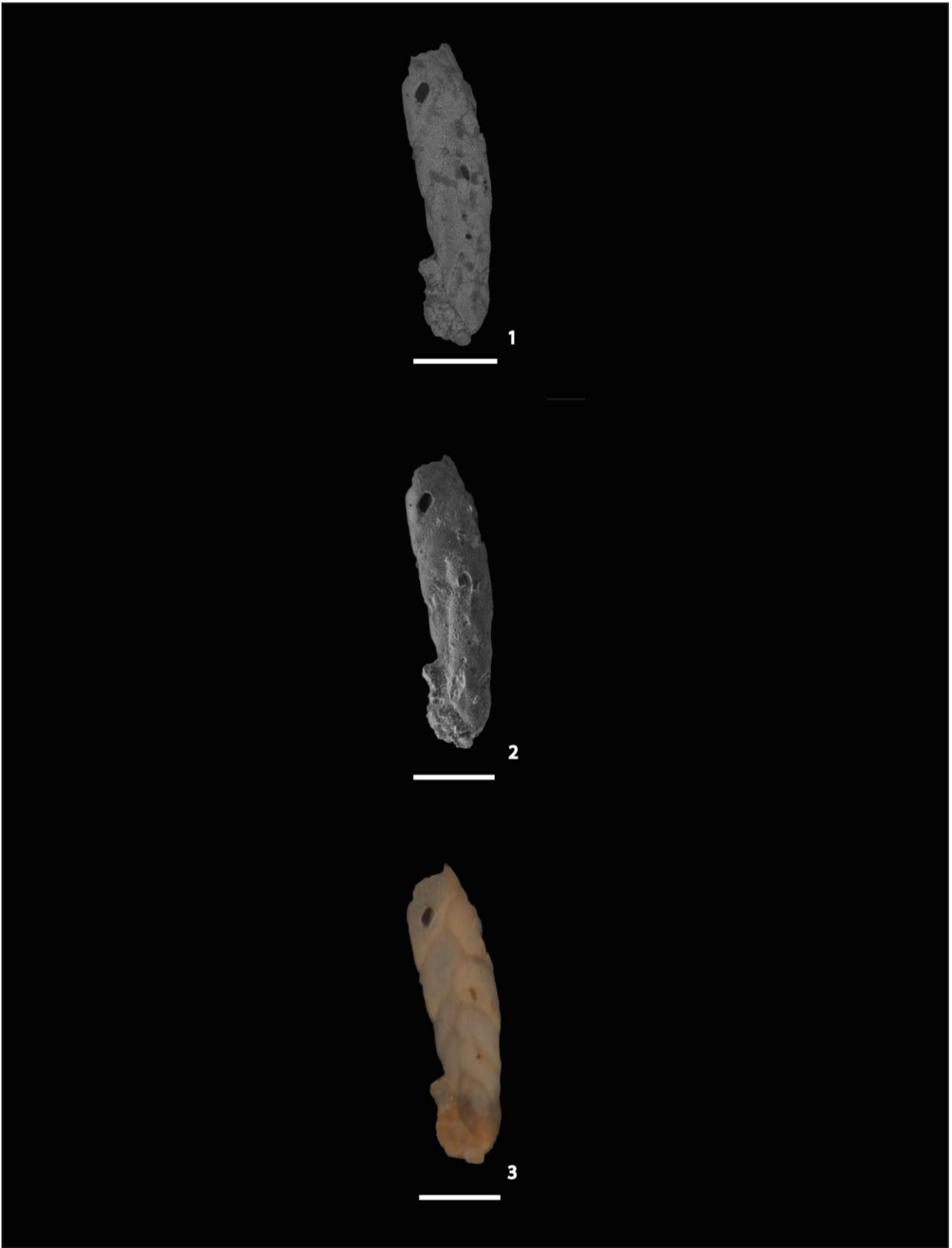




Figuras 8

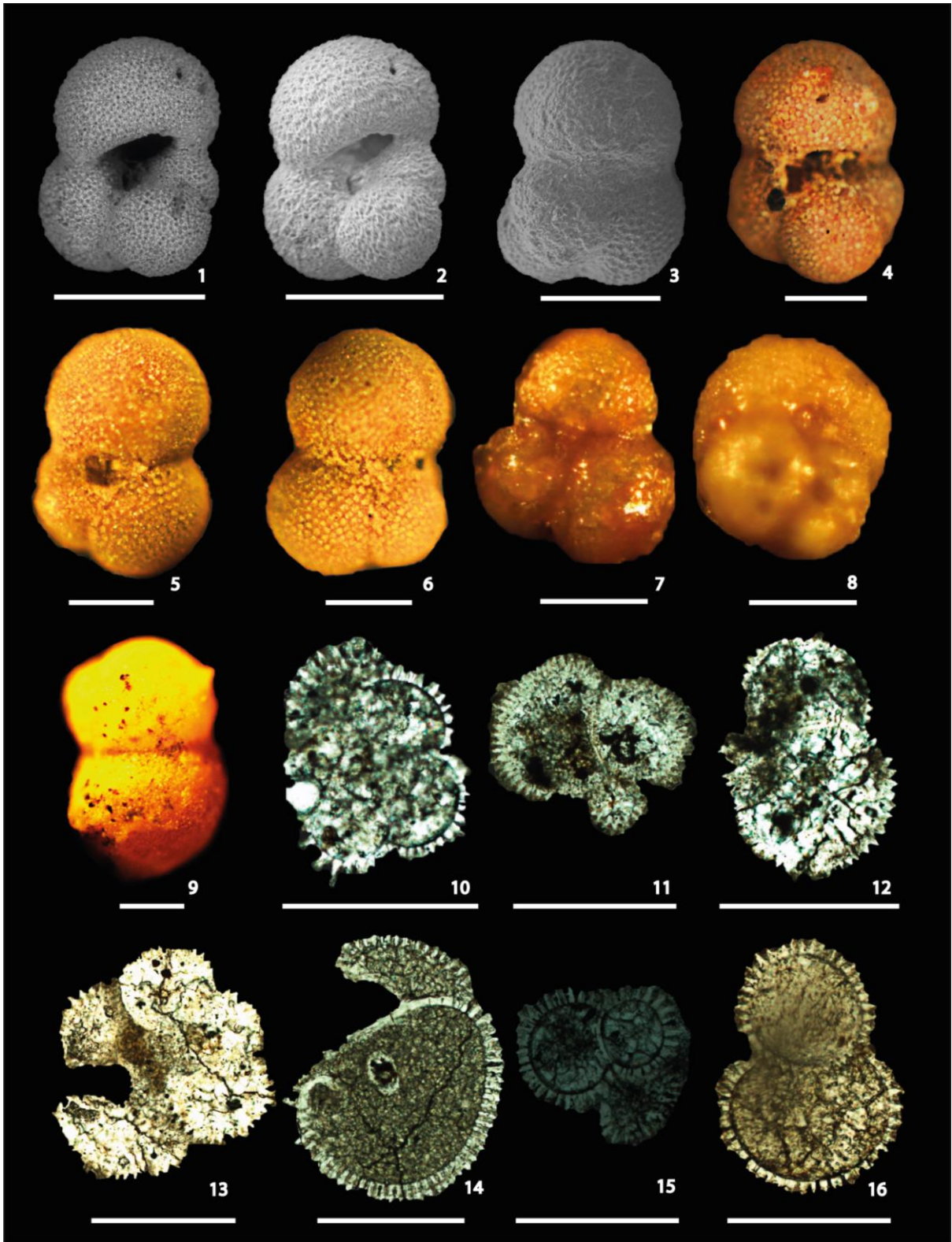


Figuras 9

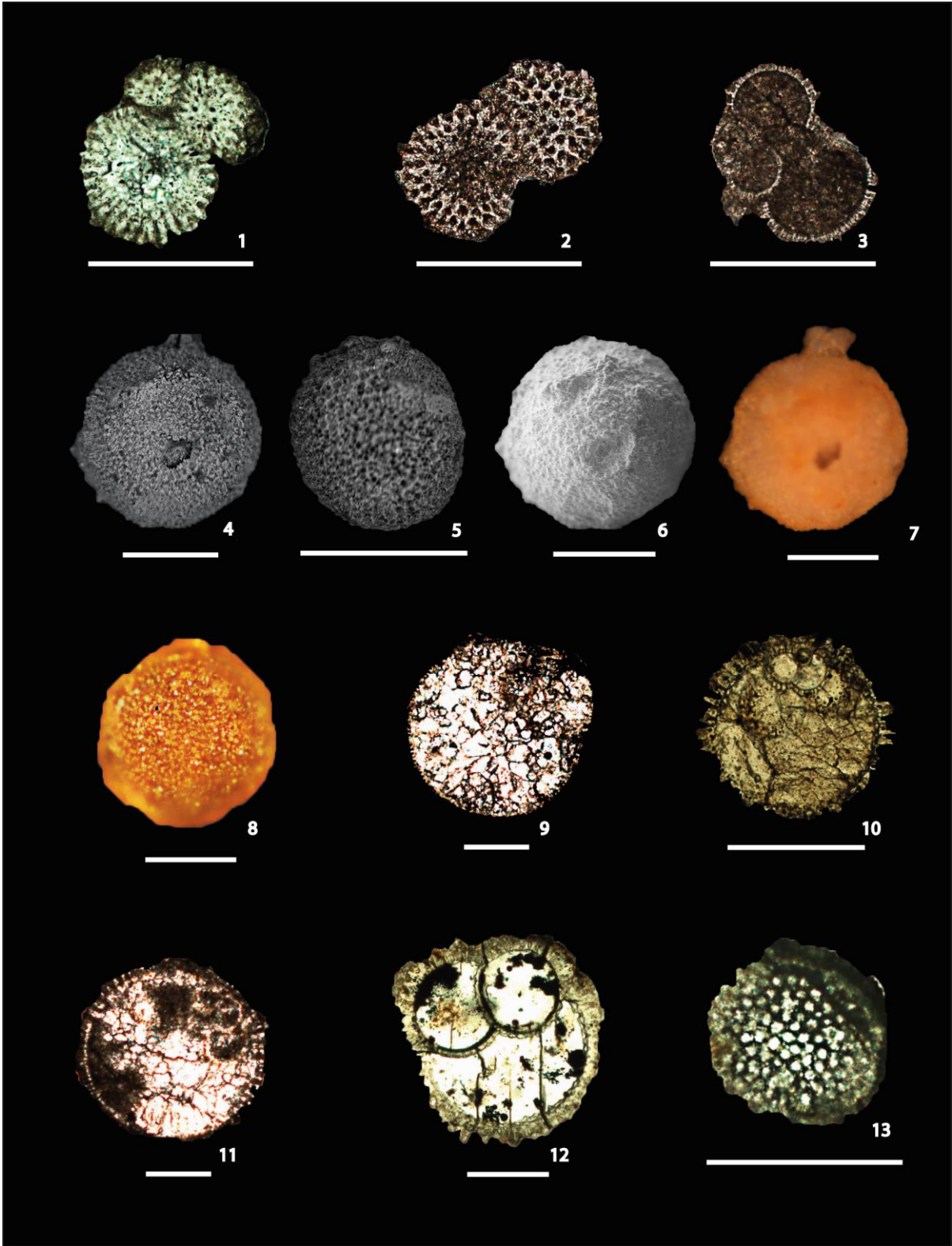


Figuras 10

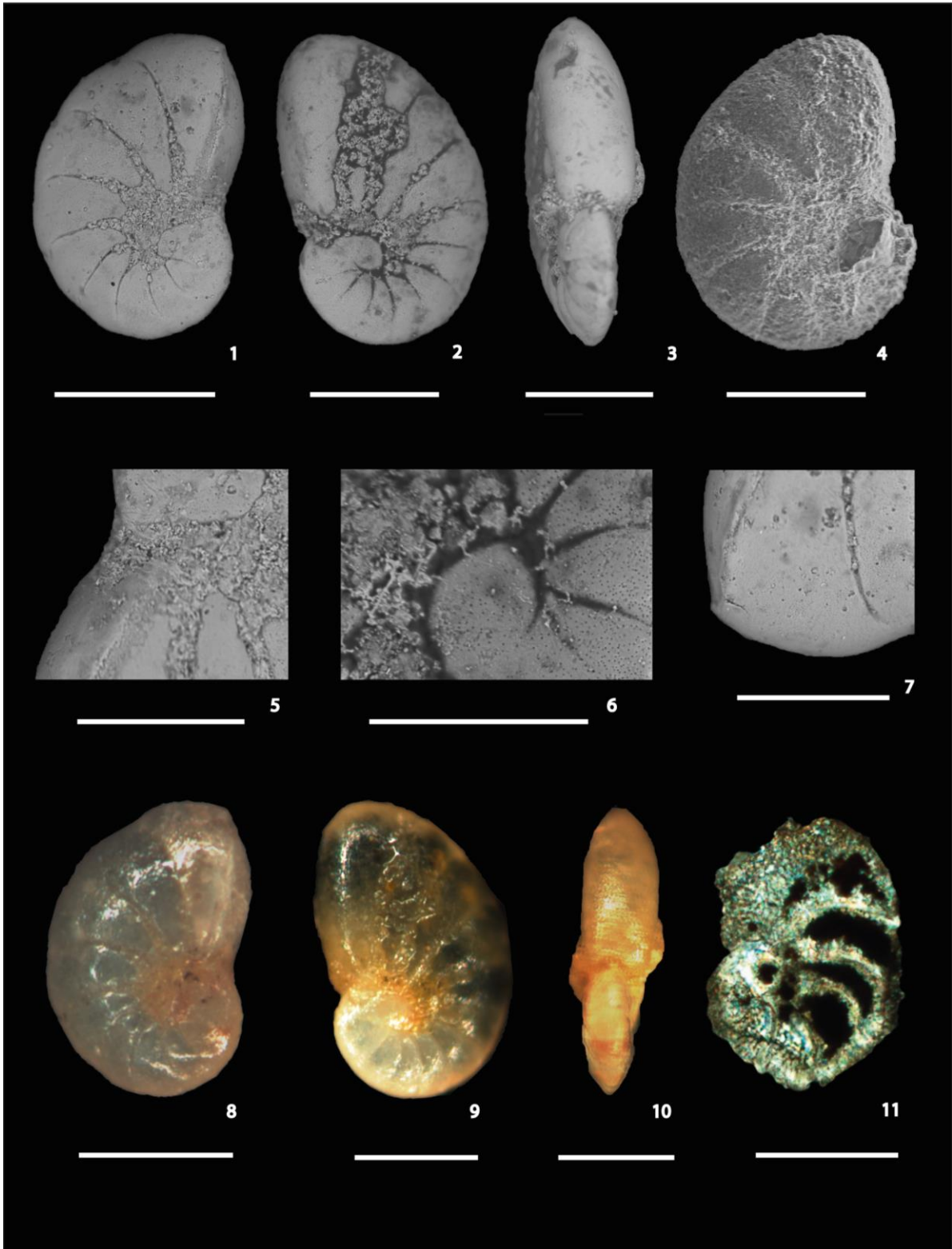




Figuras 11



Figuras 12

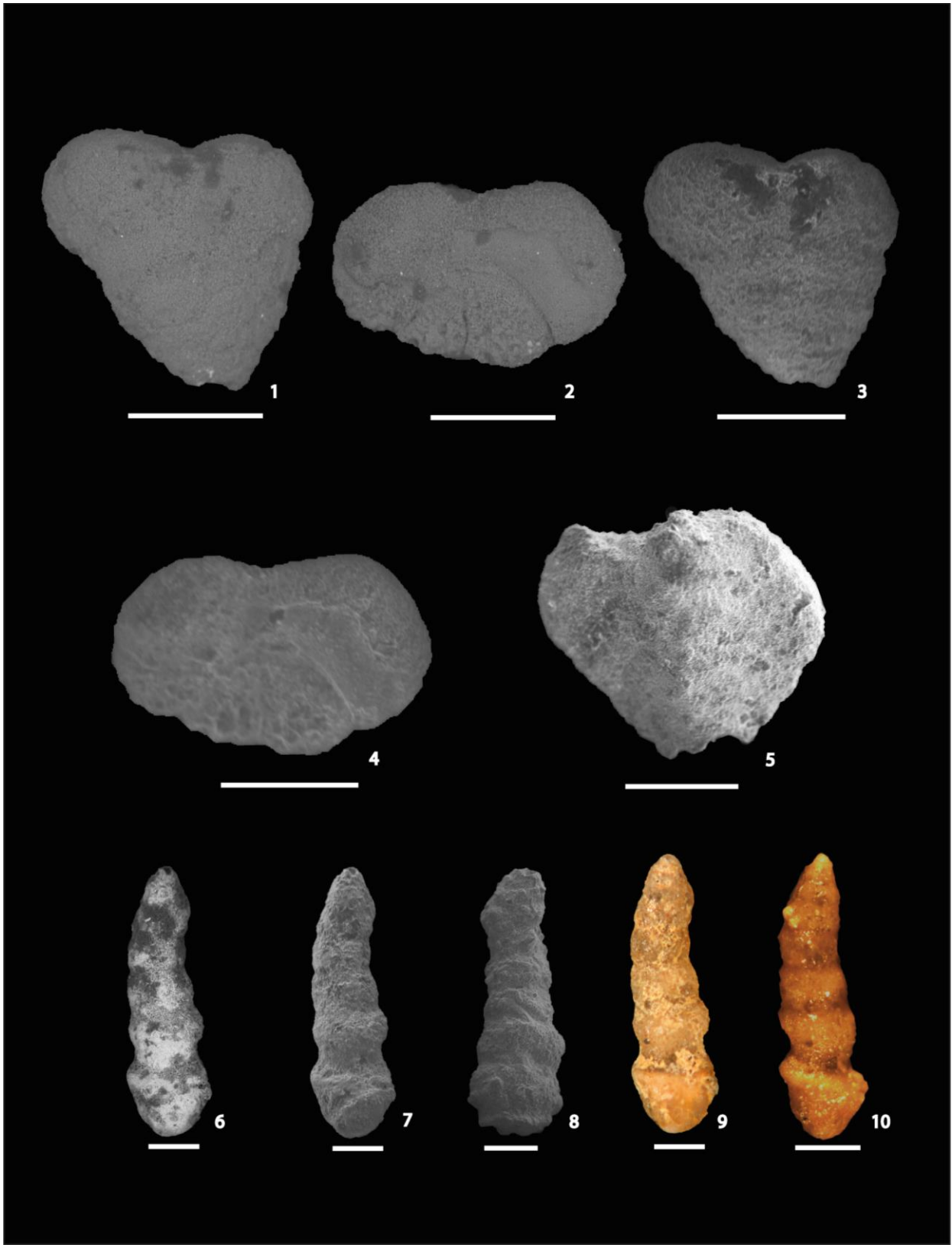


Figuras 13



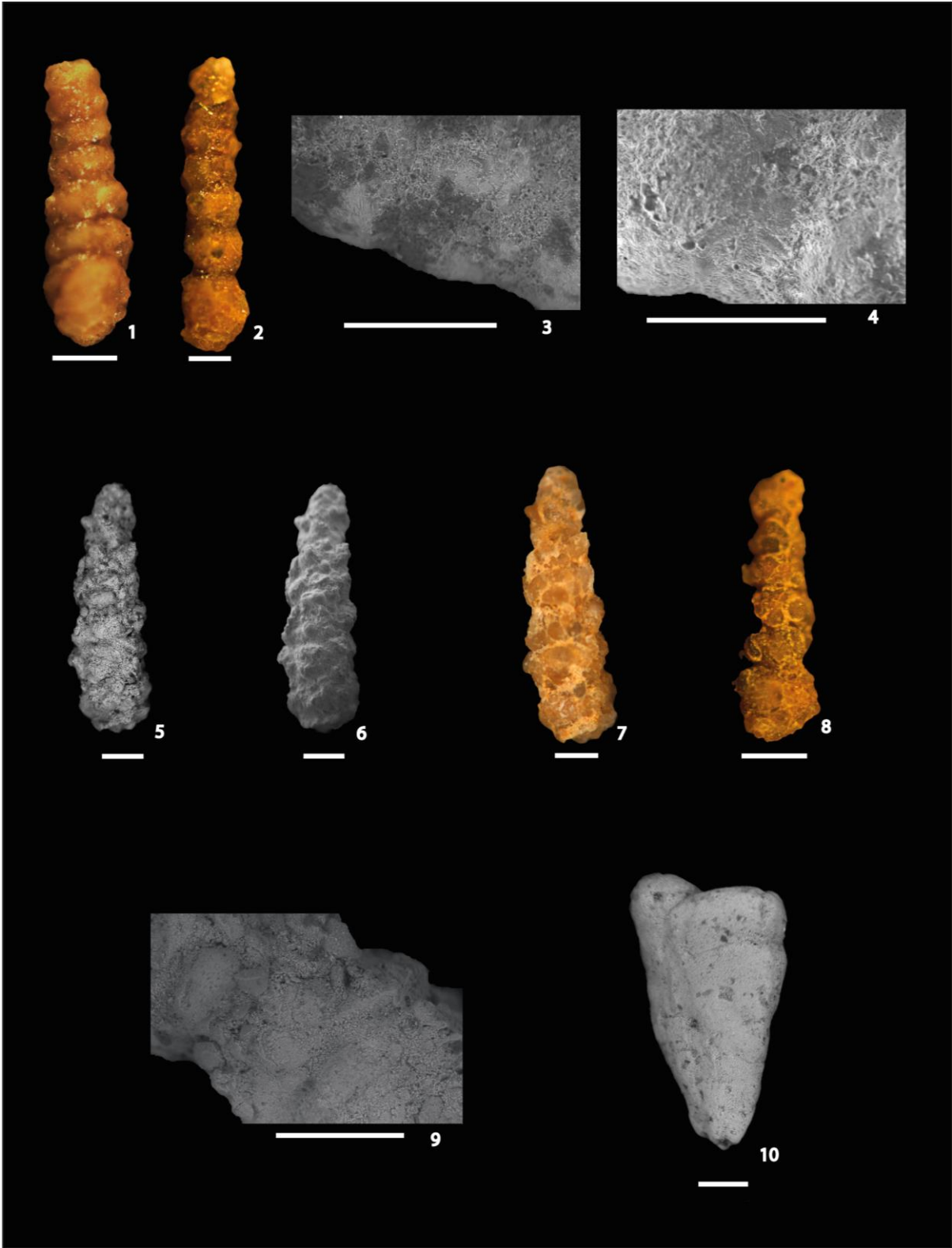


Figuras 14

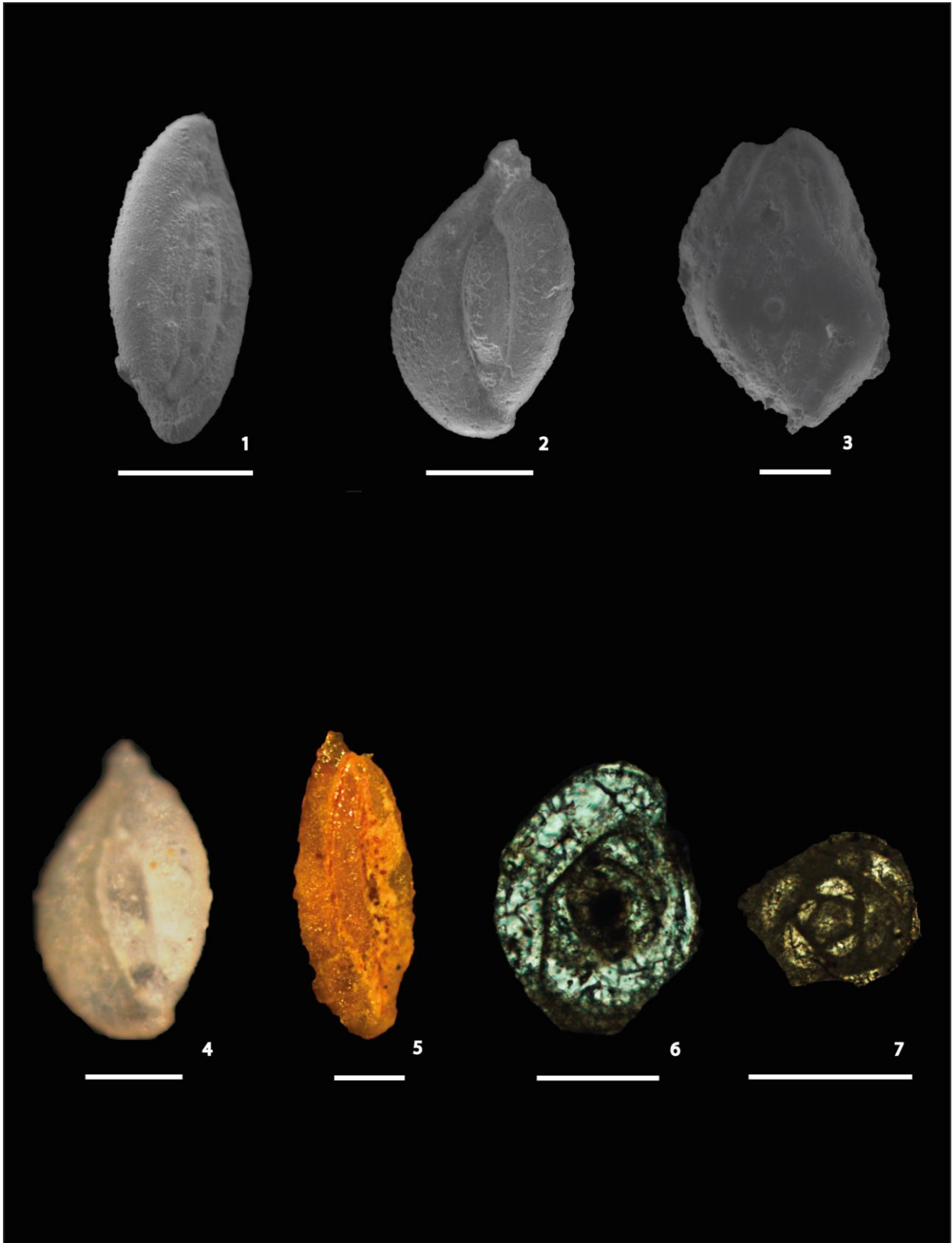


Figuras 15





Figuras 16



Figuras 17