

**Centro de Investigación Científica y de Educación
Superior de Ensenada, Baja California**



**Doctorado en Ciencias
en Ciencias de la Tierra con orientación en Geología**

**Bioestratigrafía y paleoecología de dinoflagelados del
Cretácico Superior en zonas tropicales**

Tesis
para cubrir parcialmente los requisitos necesarios para obtener el grado de
Doctor en Ciencias

Presenta:

Luis Andrés Guerrero Murcia

Ensenada, Baja California, México
2022

Tesis defendida por
Luis Andrés Guerrero Murcia

y aprobada por el siguiente Comité

Dr. Javier Helenes Escamilla
Director de tesis

Dr. Juan Gabriel Flores Trujillo

Dr. Loic Marie Jean Claude Jose Ghislain Peiffer

Dr. Antonio González Fernández



Dr. Javier Alejandro González Ortega
Coordinador del Posgrado en Ciencias de la Tierra

Dr. Pedro Negrete Regagnon
Director de Estudios de Posgrado

Resumen de la tesis que presenta **Luis Andrés Guerrero Murcia** como requisito parcial para la obtención del grado de Doctor en Ciencias en Ciencias de la Tierra con orientación en Geología

Bioestratigrafía y paleoecología de dinoflagelados del cretácico Superior en zonas tropicales

Resumen aprobado por:

Dr. Javier Helenes escamilla
Director de tesis

Resultados de análisis estadísticos y probabilísticos de una base de datos de quistes de dinoflagelados tropicales del Cretácico Superior de Venezuela permiten reconocer 21 especies en la secuencia estratigráfica óptima. La recopilación de los quistes de dinoflagelados reportados en estudios de diez localidades tropicales del Cretácico Superior del norte de América del Sur y el Golfo de Guinea permite el reconocimiento de un conjunto rico (262 especies). Este conjunto tropical está dominado por taxones gonyaulacoides (129 spp), seguido por protoperidinioides (82 spp), areoligeroides (29 spp), gymnodinioides (12 spp) y ceratioides (10 spp). Setenta y tres especies en la base de datos tropical se reportan en ambas regiones, lo que permite la calibración de edad de la secuencia óptima de Venezuela. La secuencia final propuesta de bioeventos permite el reconocimiento de la mayoría de las etapas en los estratos tropicales del Cretácico Superior. La alta diversidad del grupo *Spiniferites-Achomosphaera* y la escasez de *Impagidinium* indican ambientes de depósito marinos poco profundos para la mayoría de las localidades tropicales del Cretácico Superior incluidas. El predominio gonyaulacoides tropicales sugiere que estos fueron los productores primarios dominantes en los océanos tropicales del Cretácico superior. Datos pertenecientes a cuencas de Baja California en México, atribuidas a una provincia subtropical del hemisferio norte, poseen una alta coincidencia de los taxos marcadores de la parte alta del Cretácico Superior, esto permite inferir ambientes depositacionales semejantes en condiciones tectónicas diferentes.

Palabras clave: Dinoflagelados fósiles, Bioestratigrafía, Paleoecología, Cretácico Superior, Zonas tropicales.

Abstract of the thesis presented by **Luis Andrés Guerrero Murcia** as a partial requirement to obtain the Doctor of Science degree in Earth's Sciences with orientation in Geology

Biostratigraphy and paleoecology of dinoflagellates from the Upper Cretaceous in tropical areas

Abstract approved by:

Dr. Javier Helenes escamilla
Thesis Director

Results from statistical and probabilistic analyses of an of Upper Cretaceous, tropical dinoflagellate cyst database from Venezuela allow us to recognize 21 species in the optimal stratigraphic sequence. Compilation of the dinoflagellate cysts reported in ten studies of Upper Cretaceous tropical localities from northern South America and the Gulf of Guinea allow the recognition of a rich assemblage (262 species), dominated by gonyaulacoid (129 spp), followed by protoperidinioid (82 spp), areoligeroid (29 spp), gymnodinioid (12 spp) and ceratioid (10 spp) taxa. Seventy-three species in the tropical database are reported in both regions, allowing the age calibration of the optimal sequence from Venezuela. The proposed final sequence of bioevents allows recognition of most stages in tropical Upper Cretaceous strata. The high diversity of the *Spiniferites-Achomosphaera* group and scarcity of *Impagidinium* indicates shallow marine depositional environments for most of the Upper Cretaceous tropical localities included. The dominance of gonyaulacoid species in the tropical database suggests that these were the dominant primary producers in the tropical Late Cretaceous oceans. Data belonging to basins of Baja California in Mexico, attributed to a subtropical province of the northern hemisphere, have a high coincidence of the marker taxa of the upper part of the Late Cretaceous; this allows inferring similar depositional environments in different tectonic conditions.

Keywords: Fossil dinoflagellates, Biostratigraphy, Paleoecology, Upper Cretaceous, Tropical areas.

Dedicatoria

A mis eternas Paolas, a mi madre y a la memoria de mi padre.

Agradecimientos

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por la beca otorgada para la realización del presente estudio de doctorado.

Al Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California (CICESE).

A Petróleos de Venezuela Sociedad Anónima (PDVSA) por los datos de los pozos exploratorios de Barinas y Oriente de Venezuela.

A Petróleos Mexicanos (PEMEX) por los datos de los pozos exploratorios de Baja California, México.

Al Dr. Javier Helenes Escamilla, científico, orientador y ser humano íntegro. Padre académico inigualable.

A la Oceanóloga Edna Collins, por su valiosa colaboración en las etapas iniciales del presente estudio.

Al comité de tesis por sus aportes durante el desarrollo de la investigación, comentarios y sugerencias.

Tabla de contenido

	Página
Resumen en español.....	ii
Resumen en inglés.....	iii
Dedicatoria	iv
Agradecimientos.....	v
Lista de figuras.....	viii
Lista de tablas	xi
Capítulo 1. Introducción	1
1.1 Bioestratigrafía de dinoflagelados durante el Cretácico Tardío	1
1.2 Biozonaciones y secuencias subtropicales y tropicales	2
1.3 Localización y geología	2
1.3.1 Cuenca Barinas-Apure	3
1.3.2 Cuenca Oriental de Venezuela	4
1.3.3 Cuenca Vizcaino.....	5
1.3.4 Cuenca Purísima	5
1.4 Antecedentes	6
1.5 Justificación	7
1.6 Hipótesis.....	7
1.7 Objetivos	8
1.7.1 Objetivo general	8
1.7.2 Objetivos específicos.....	8
Capítulo 2. Metodología	9
2.1 Base de datos	9
2.2 Procesamiento palinológico y ajustes de la base de datos	10
2.3 Criterios de análisis y correlación.....	10
2.4 Teoría a cerca del método RASC	11
Capítulo 3. Resultados.....	13
3.1 Cuencas de Venezuela.....	13
3.1.1 Secuencia Óptima Clasificada (“Ranked Optimum Sequence” = ROS)	15
3.1.2 Calibración de eventos	16

3.2	Cuencas de México.....	17
3.2.1	Secuencia Óptima Clasificada (“Ranked Optimum Sequence” = ROS)	20
Capítulo 4. Discusión		22
4.1	Dinoflagelados del Cretácico Superior en áreas tropicales.....	22
4.2	Edades de especies según el ROS en áreas tropicales	24
4.3	Secuencia final de bioeventos de dinoflagelados en áreas tropicales.....	30
4.4	Comparación de bioeventos tropicales con las cuencas de México	32
Capítulo 5. Conclusiones.....		35
Literatura citada		36
Anexos.....		48

Lista de figuras

Figura	Página
1. Ubicación de los pozos de estudio en dos cuencas de Venezuela (círculos azules). (A) Las cuencas Barinas-Apure y Oriental (Tomado de Pérez de Mejía et al., 1980; Yoris y Ostos, 1997). (B) Ubicación de pozos cercanos a la ciudad de Barinas (C1, T1, T2 y B1). Qal: Aluvión (Pleistoceno a Holoceno), Qg: Guanapa Fm. (Pleistoceno), Try: Río Yuca Fm. (Mioceno a Plioceno), Tpar: Parángula Fm. (Oligoceno a Mioceno), Tp: Pagüey Fm. (Eoceno). (C) Ubicación de los pozos en la cuenca oriental de Venezuela (P1, P5 y S3). Qal: Aluvión (Pleistoceno a Holoceno), Qm: Mesa Fm. (Pleistoceno), Tqi: Quiriquire Fm. (Plioceno), Tlpi: Las Piedras Fm. (Mioceno a Plioceno). El Mapa Geológico fue tomado de Hackley et al. (2006).....	3
2. Ubicación de los pozos de estudio en Cuenca Vizcaíno y Purísima (Baja California-México). Geología según Campa y Coney (1983) y Sedlock et al. (1993). Modificado de Arango-Galván et al. (2015).....	4
3. Columnas estratigráficas generales en la cuenca Barinas-Apure y cuenca Oriental de Venezuela. La descripción litológica se basa en González de Juana et al. (1980) y las cifras son una modificación de Helenes et al. (1998); Helenes y Zomoza (1999).....	5
4. Columna estratigráfica del Cretácico Superior para las cuencas Vizcaíno y Purísima en México. La descripción litológica se basa en Helenes (1984) y Helenes et al. (2019).....	6
5. Diagrama de dispersión con datos del pozo P1, de la Cuenca Oriental de Venezuela. Este diagrama muestra las posiciones relativas de los eventos reportados dentro del pozo, con eventos superficiales a la izquierda y eventos más profundos a la derecha. Una curva cuadrática de mejor ajuste se muestra en marrón. Las desviaciones en el diagrama de dispersión se miden en la dirección horizontal. <i>And. poly</i> = <i>Andalusiella polymorpha</i> , <i>Sen. bica</i> = <i>Senegalinium bicavatum</i> , <i>Sen. obsc</i> = <i>Senegalinium obscurum</i> , <i>Cir. dist</i> = <i>Circulodinium distinctum</i> , <i>Din. acum</i> = <i>Dinogymnium acuminatum</i> , <i>Exo. bifi</i> = <i>Exochosphaeridium bifidum</i> , <i>Odo. oper</i> = <i>Odontochitina operculata</i> , <i>Cor. ocea</i> = <i>Coronifera oceanica</i> , <i>Tri. cast</i> = <i>Trichodinium castanea</i> , <i>Pal. infu</i> = <i>Palaeohystrichophora infusorioides</i> , <i>Hyst. pulc</i> = <i>Hystrichodinium pulchrum</i> , <i>Can. seno</i> = <i>Canningia senonica</i> , <i>Sub. pirn</i> = <i>Subtilisphaera pirnaensis</i>	15
6. ROS resultante con los parámetros seleccionados. Considerando solo los LO, se reconocen 21 eventos. N es el número de pozos o secciones donde ocurre cada evento, SD es la desviación estándar de la línea de correlación y los eventos únicos (UE) están etiquetados con **. La desviación estándar en el ROS = 2.644. Eventos Únicos (UE) = especies insertadas por su valor como marcadores cronoestratigráficos comúnmente conocidos.....	17
7. Diagrama de dispersión con datos del pozo Cabrilla 1, de la Cuenca Vizcaíno de México. Este diagrama muestra las posiciones relativas de los eventos reportados dentro del pozo, con eventos superficiales a la izquierda y eventos más profundos a la derecha. Una curva	

- cuadrática de mejor ajuste se muestra en marrón. Las desviaciones en el diagrama de dispersión se miden en la dirección horizontal. *Are. senone*= *Areoligera senonensis*; *Pala. benj*= *Palaeocystodinium benjaminii*; *Circ. distin*= *Circulodinium distinctum*; *Laci. bicon*= *Laciniadinium biconiculum*; *Coro. oce*= *Coronifera oceánica*; *Odont. operc*= *Odontochitina operculata*; *Tany. varie*= *Tanyosphaeridium variecalamum*; *Pala. infu*= *Palaeohystrichophora infusorioides*; *Oligo. comp*= *Oligosphaeridium complex*..... 19
8. ROS resultante con los parámetros seleccionados. Considerando solo los LO, se reconocen 15 eventos. N es el número de pozos o secciones donde ocurre cada evento, SD es la desviación estándar de la línea de correlación y los eventos únicos (UE) están etiquetados con **. La desviación estándar en el ROS = 1.443. Eventos Únicos (UE) = especies insertadas por su valor como marcadores cronoestratigráficos comúnmente conocidos..... 21
9. Eventos (LO y FO) de quistes de dinoflagelados del Cretácico Superior reportados comúnmente en lugares tropicales. Referencias incluidas: D&O (19) = Durugbo y Ogundipe (2019; Nigeria), T-Y (99) = Tea-Yassi et al. (1999; Golfo de Guinea); Obo (98) = Oboh-Ikuenobe et al. (1998, Golfo de Guinea); Mas (98) = Masure et al. (1998, Golfo de Guinea); S-P (17) = Sánchez-Pellicer et al., (2017, Golfo de Guinea); Gué (18) = Guédé et al. (2018; Golfo de Guinea); A-P&S(06) = Atta-Peters y Salami (2006, Golfo de Guinea); Yep (01) = Yepes (2001; Colombia y Venezuela); (**) = Helenes et al (1998) y Helenes y Somoza (1999; Venezuela). Las especies se indican como: *D cali* = *Danea californica*, *C corn* = *Carpatella cornuta*, *P aust* = *Palaeocystodinium australinum*, *S bica* = *Senegalinium bicavatum*, *S obsc* = *Senegalinium obscurum*, *C gran* = *Cerodinium granulostriatum*, *C bolo* = *Cerodinium boloniense*, *C dist* = *Circulodinium distinctum*, *D acum* = *Dinogymnium acuminatum*, *H pulc* = *Hystrichodinium pulchrum*, *O oper* = *Odontochitina operculata*, *Odon sp* = *Odontochitina sp.*, *C ocea* = *Coronifera oceanica*, *P infu* = *Palaeohystrichophora infusorioides*, *T cast* = *Trichodinium castanea*, *K? helb* = *Kallosphaeridium? helbyi*, *C seno* = *Canningia senonica*, *S pirn* = *Subtilisphaera pirnaensis*, *C vann* = *Cyclonepheliun vannophorum*, *C chab* = *Cyclonephelium chabaca*, *C cook* = *Cribopteridinium cooksoniae* y *P secu* = *Pseudoceratium securigerum*. Edades numéricas de Cohen., et al (2013; actualizado). Las especies de Venezuela señaladas con un asterisco (*) indican un LO más bajo que los otros sitios tropicales mencionados aquí. *P. secu*^ indica una aparición retrabajada en los datos venezolanos. 30
10. Secuencia final de bioeventos de dinoflagelados tropicales del Cretácico Superior. Las líneas continuas gruesas indican toda la distribución tropical de la especie. Las líneas discontinuas delgadas con punta de flecha indican que el rango se extiende más allá de los límites de la figura. Las edades numéricas se pueden encontrar en Cohen., et al (2013; actualizado). Las especies se indican como *Pse. secu* = *Pseudoceratium securigerum*, *Cri. cocinero* = *Cribopteridinium cooksoniae*, *Cyc. chab* = *Cyclonephelium chabaca*, *Cyc. vann* = *Cyclonepheliun vannophorum*, *Sub. pirn* = *Subtilisphaera pirnaensis*, *Can. seno* = *Canningia senonica*, *Kal? helb* = *Kallosphaeridium? Helbyi*, *Tri. yeso* = *Trichodinium castanea*, *Pal. infu* = *Palaeohystrichophora infusorioides*, *Cor. oceana* = *Coronifera oceanica*, *Odo. oper* = *Odontochitina operculata*, *Hyst. pulc* = *Hystrichodinium pulchrum*, *Din. acum* = *Dinogymnium acuminatum*, *Cir. dist* = *Circulodinium distinctum*, *Cer. bolo* = *Cerodinium boloniense*, *Cer. gran* = *Cerodinium granulostriatum*, *Sen. bica* = *Senegalinium bicavatum*, *Sen. obsc* = *Senegalinium obscurum*, *Pal. aust* = *Palaeocystodinium australinum*, *Car. maíz* = *Carpatella cornuta*, *Dan. cali* = *Danea californica* 32

11. Diagramas de dispersión de los pozos de las cuencas de Venezuela. Gráficos que representan la curva cuadrática de mejor ajuste que por defecto incluye el método RASC para auditoría de los datos. Las imágenes se muestran en formato original de salida del programa RASC20.....57
12. Eventos con más de dos desviaciones estándar de la línea de correlación para el pozo en el que ocurre en las cuencas de Venezuela. Están indicadas como AAAA y encerradas en línea amarilla.....62
13. Diagramas de dispersión de los pozos de las cuencas de México. Gráficos que representan la curva cuadrática de mejor ajuste que por defecto incluye el método RASC para auditoría de los datos. Las imágenes se muestran en formato original de salida del programa RASC20...63
14. Eventos con más de dos desviaciones estándar de la línea de correlación para el pozo en el que ocurre en las cuencas de México. Están indicadas como AAAA y encerradas en línea amarilla.....67

Lista de tablas

Tabla	Página
1. Muestras analizadas de Venezuela. Los datos analizados con RASC para este estudio en las cuencas de Venezuela se obtuvieron de estas muestras.....	9
2. Muestras analizadas de México. Los datos analizados con RASC para este estudio en las cuencas de México se obtuvieron de estas muestras.....	9
3. Estudios publicados de sitios del Cretácico Superior. Referencias y localidades de los conjuntos de dinoflagelados tropicales del Cretácico Superior utilizados para comparar la base de datos de Venezuela y otras localidades tropicales.	11
4. Especies con puntos de penalización mayor a 6 puntos. Los valores son calculados por RASC mediante el uso del coeficiente de correlación de rango de Kendall (Anexo A-4).	13
5. Especies con una probabilidad mayor al 95 % de estar fuera de posición según su comportamiento en cada pozo. La discriminación porcentual de estas probabilidades comprende mayores al 95 o 99 % (Anexo A-5).	14
6. Especies que están a más de dos desviaciones estándar de distancia e identificadas en RASC con la nomenclatura de eventos AAAA (Anexo A-6).....	14
7. Resumen de las propiedades de los datos y resultado del RASC final. SD = desviación estándar; ROS = Ranked Optimum Sequence; Los eventos fuera de orden se indican con asteriscos, * indica un 95% de probabilidad, mientras que ** indica un 99% de probabilidad de estar fuera de orden (Tabla 5 y Anexo A-5); AAAA son eventos que están a más de dos desviaciones estándar de distancia (Tabla 6 y Anexo A-6) y AAA son eventos con más de 12 puntos de penalización.....	14
8. Especies con puntos de penalización mayor a 6 puntos. Los valores son calculados por RASC mediante el uso del coeficiente de correlación de rango de Kendall (Anexo A-8).	18
9. Especies con una probabilidad mayor al 95 % de estar fuera de posición según su comportamiento en cada pozo. La discriminación porcentual de estas probabilidades comprende mayores al 95 o 99 % (Anexo A-9).	18
10. Especies que están a más de dos desviaciones estándar de distancia e identificadas en RASC con la nomenclatura de eventos AAAA (Anexo A-10).....	18
11. Resumen de las propiedades de los datos y resultado del RASC final para las cuencas de México. SD= desviación estándar; ROS = Ranked Optimum Sequence; Los eventos fuera de orden se indican con asteriscos, * indica un 95% de probabilidad, mientras que ** indica un 99% de	

probabilidad de estar fuera de orden (Tabla 9 y Anexo A-9); AAAA son eventos que están a más de dos desviaciones estándar de distancia (Tabla 10 y Anexo A-10) y AAA son eventos con más de 12 puntos de penalización.....	19
12. Géneros con más especies y probable estrategia trófica. Taxones incluidos en la literatura aquí analizada y afinidades taxonómicas a nivel de familia de los taxones tropicales del Cretácico Superior.....	24
13. Reportes de ROS-Spp en localidades tropicales del Cretácico Superior. Lista de especies utilizadas en la secuencia final y encontradas en la literatura. Las referencias y detalles sobre esta tabla se encuentran en el Anexo A-11.....	28
14. Lista maestra con todas las especies reportadas en el Cretácico Superior. Son extraídas de las fuentes de la Tabla 3 del texto. En rojo se aprecian las localidades, seguidamente cada columna muestra un número asociado a las veces que es reportada las especies que se encuentran en esa columna. El número en la base de la columna está referido al acumulado de especies en la sumatoria de las localidades.	48
15. Lista de especies agrupadas por afinidad taxonómica y preferencia trófica según Fensome et al. (1996).....	52
16. Modelo de etapas para cuencas de Venezuela. Tabla contentiva de valores que permiten identificar los eventos con una puntuación mayor a 6 o 12 puntos de penalización y sirven de control y auditoría para la interpretación de datos con RASC. Se conserva el formato original de salida del programa RASC20.....	60
17. Resultados de la prueba de normalidad para las cuencas de Venezuela. Se muestran las distancias con respecto a la primera y segunda desviación estándar y señala los eventos con más altas probabilidades de estar fuera de lugar en la secuencia óptima por pozo (resaltados en amarillo con * o **). Los datos se muestran en el formato original de salida del programa RASC20.	61
18. Modelo de etapas para las cuencas de México. Tabla contentiva de valores que permiten identificar los eventos con una puntuación mayor a 6 o 12 puntos de penalización y sirven de control y auditoría para la interpretación de datos con RASC. Se conserva el formato original de salida del programa RASC20.....	65
19. Resultados de la prueba de normalidad para las cuencas de Venezuela. Se muestran las distancias con respecto a la primera y segunda desviación estándar y señala los eventos con más altas probabilidades de estar fuera de lugar en la secuencia óptima por pozo (resaltados en amarillo con * o **). Los datos se muestran en el formato original de salida del programa RASC20.	66
20. Lista de especies descritas en los reportes por autor y región de estudio. Estos datos están contenidos en la Tabla 3 del texto. Están ordenadas alfabéticamente. De esta información parte el contenido de la Tabla 13 del texto.	68

Capítulo 1. Introducción

1.1 Bioestratigrafía de dinoflagelados durante el Cretácico Tardío

Los estudios sobre dinoflagelados fósiles en cuencas del Cretácico Tardío en el paleo Caribe y regiones subtropicales del continente americano son escasos. Además, se basan principalmente en análisis cualitativos, y los pocos que son cuantitativos, no presentan un grado de certidumbre a cerca de sus resultados, lo cual genera un vacío importante de información, es decir, no poseen un dato estadístico que permita inferir posibles interpretaciones con un respaldo numérico.

La mayoría de las secuencias o biozonaciones del Cretácico Superior cubren regiones de latitudes medias a altas (Aurisano, 1989; Helby et al., 1987; Williams et al., 2004; Nøhr-Hansen et al., 2019), lo cual representa una limitación significativa si se considera el provincialismo de especies. Existen pocos estudios con propuestas en un entorno global y éstos además no consideran el provincialismo. Por ejemplo, Williams y Bujak (1977) proponen seis zonas para el Cretácico Superior con base en datos publicados del este de Canadá. Mientras que Williams y Bujak (1985) reportan rangos estratigráficos publicados globalmente.

También existen algunas zonificaciones regionales detalladas que cubren el Cretácico Superior. Por ejemplo, en el sur de Australia, Helby et al. (1987) plantearon nueve zonas; en la costa atlántica de EE. UU., Aurisano (1989) propuso siete zonas y tres subzonas y en el sureste de Brasil, Arai (1994) estableció 16 zonas.

Un enfoque diferente, basado en la calibración de bioeventos (apariciones y extinciones) de dinoflagelados con datos magneto-estratigráficos y radiométricos, fue adoptado por Williams et al. (2004). Estos autores utilizaron un registro detallado de dinoflagelados recuperados de dos localizaciones del ODP LEG 189 cercanas a Tasmania (Océano Pacífico Austral) y su marco magneto estratigráfico para calibrar con eventos desde el Cretácico Superior al Cuaternario. Los autores complementaron sus registros con datos publicados sobre especies seleccionadas en los hemisferios norte y sur para definir los rangos de especies para latitudes altas y medias en ambos hemisferios y mencionaron algunas especies de la región tropical ecuatorial. Sin embargo, no hay registros de bioeventos tropicales para el Cretácico Superior, lo que representa una carencia importante dado que, entre otros, esta región posee sedimentos de esta edad

que están comprobablemente asociados a reservas de hidrocarburos; mejorar esa carencia es el propósito de este estudio.

1.2 Biozonaciones y secuencias subtropicales y tropicales

Como se mencionó anteriormente, no existen biozonaciones de dinoflagelados para el Cretácico Superior de áreas tropicales. Las zonaciones de dinoflagelados subtropicales se basan en datos cualitativos o cuantitativos sin un análisis probabilístico. Por ejemplo, se definen cinco biozonas informales para el límite Maastrichtiano-Daniano en la cuenca de Anambra en Nigeria (Lucas e Ishiekwene, 2010) y cinco biozonas para el Cretácico Superior en el norte de Egipto (Tahoun y Led, 2018). Otros informes incluyen bioeventos de dinoflagelados fósiles del Cretácico Superior en localidades tropicales y subtropicales, incluido el Atlántico central (Masure et al., 1998; Oboh-Ikuenobe et al., 1998; Tea-Yassi et al., 1999; Atta-Peters y Salami, 2006; Bié et al., 2012; Sánchez-Pellicer et al., 2017; y Guédé et al., 2018), África (El Beialy, 1995; Tahoun y Led, 2018; Chakir et al., 2020; Tahoun y Mohamed, 2020) y Sudamérica (Arai et al., 2000; Yepes, 2001; Helenes y Cabrera, 2003; y Arai y Lana, 2004). Los estudios publicados de áreas no tropicales incluyen a Burger (1982), Mohr et al. (2002) y Schiøler y Crampton (2014) de Oceanía, Paul et al. (1994), Pearce et al. (2003) y Lebedeva (2006) de Europa, Al-Ameri et al. (2001) de Asia y Harris y Tocher (2003) en América del Norte.

1.3 Localización y geología

Este estudio incluye el análisis estadístico de datos de siete pozos de las cuencas Barinas-Apure y Oriental en Venezuela (Fig. 1). Durante el Cretácico Tardío, la región que incluía ambas cuencas era un margen tectónicamente pasivo (Molnar y Sykes, 1969; Pindell y Erikson, 1994). Se incluyen también, en un segundo análisis parcial, datos de dos pozos de la Cuenca Vizcaíno y cuatro pozos de la cuenca Purísima de Baja California-México (Fig. 2). Éstas dos últimas cuencas pertenecientes a una zona convergente continua durante la subducción de la placa Farallón del Cretácico Inferior-Paleógeno. Durante este intervalo, la actividad tectónica en Baja California cambió de un sistema de arco extensional a un arco de contracción (Busby et al., 1998; Centeno-García et al., 2011; Helenes et al. 2019). La selección de estos datos, a parte de su disponibilidad para análisis, radica en estar paleogeográficamente ubicados en zonas tropicales a subtropicales, correspondiendo al marco paleogeográfico que se propone para el estudio, lo anterior, con la intención de considerar el posible provincialismo de especies de dinoflagelados.

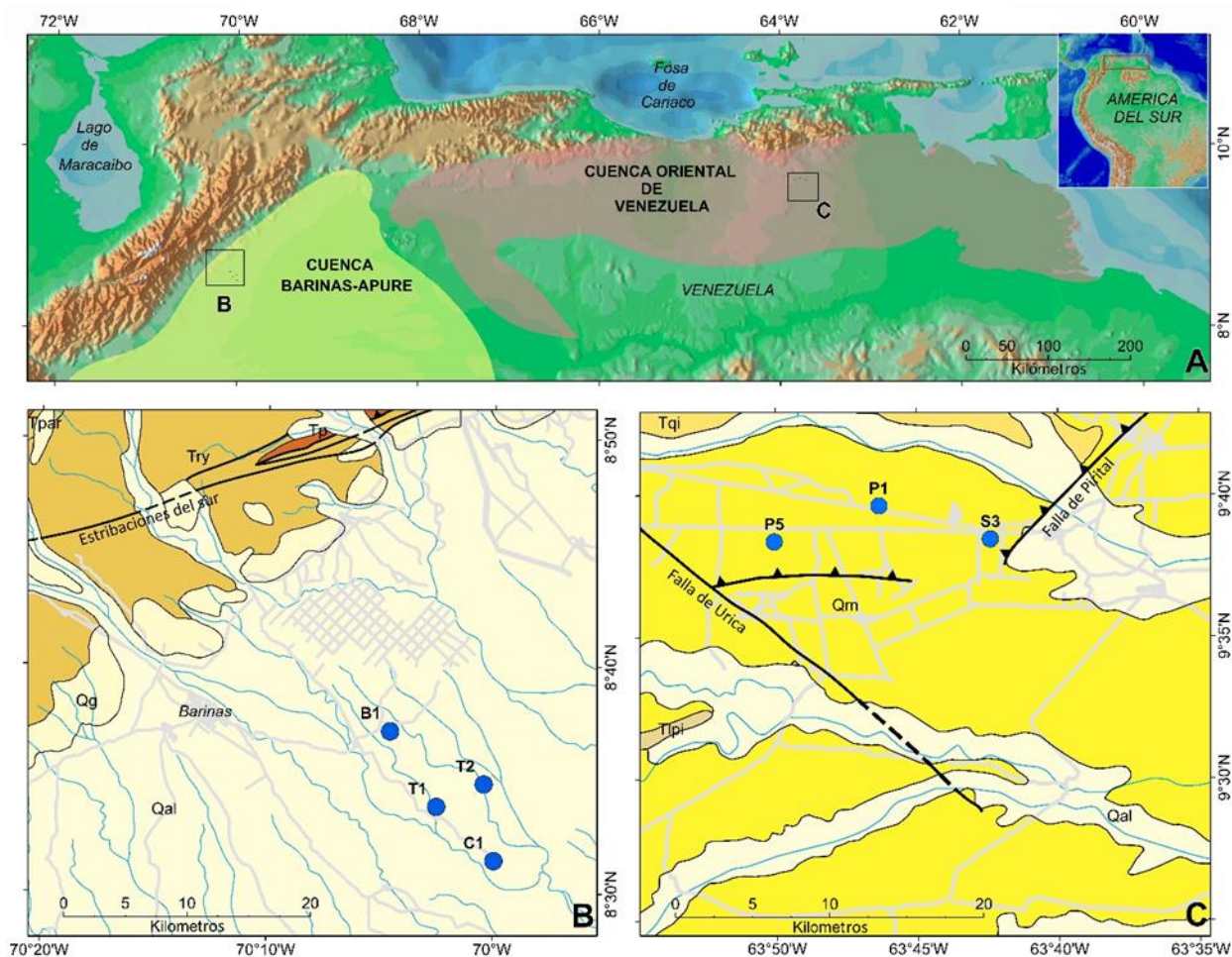


Figura 1. Ubicación de los pozos de estudio en dos cuencas de Venezuela (círculos azules). (A) Las cuencas Barinas-Apure y Oriental (Tomado de Pérez de Mejía et al., 1980; Yoris y Ostos, 1997). (B) Ubicación de pozos cercanos a la ciudad de Barinas (C1, T1, T2 y B1). Qal: Aluvión (Pleistoceno a Holoceno), Qg: Guanapa Fm. (Pleistoceno), Try: Río Yuca Fm. (Mioceno a Plioceno), Tpar: Parángula Fm. (Oligoceno a Mioceno), Tp: Pagüey Fm. (Eoceno). (C) Ubicación de los pozos en la cuenca oriental de Venezuela (P1, P5 y S3). Qal: Aluvión (Pleistoceno a Holoceno), Qm: Mesa Fm. (Pleistoceno), Tqi: Quiriquire Fm. (Plioceno), Tlpi: Las Piedras Fm. (Mioceno a Plioceno). El Mapa Geológico fue tomado de Hackley et al. (2006).

1.3.1 Cuenca Barinas-Apure

La cuenca se ubica en el suroeste de Venezuela, al norte de la frontera con Colombia. Sus límites noroeste y sureste están naturalmente definidos por los Andes de Mérida y el Escudo Guayanés, mientras tanto, hacia el sur limita con la cuenca de los Llanos Colombianos. Al noreste, termina en el Arco El Baúl, más allá del cual comienza la Cuenca Oriental de Venezuela. La sedimentación en esta cuenca estuvo asociada a un régimen extensional en un margen tectónicamente pasivo. La estratigrafía durante el Cretácico Tardío (González de Juana et al., 1980; Helenes et al., 1998) incluye las formaciones Escandalosa, Navay y Burguita (Fig. 3), con un espesor promedio aproximado de 300 metros. Los estratos de Escandalosa están

compuestos por una mezcla basal de lutitas y areniscas, principalmente areniscas en el medio y calizas arenosas a dolomitas en la parte superior. La Formación Navay comprende lutitas oscuras (Miembro Morita) en la base, areniscas fosfatadas intercaladas y lutitas oscuras (Miembro Quevedo) en la parte superior. La Formación Burguita está compuesta principalmente por areniscas y areniscas limosas.

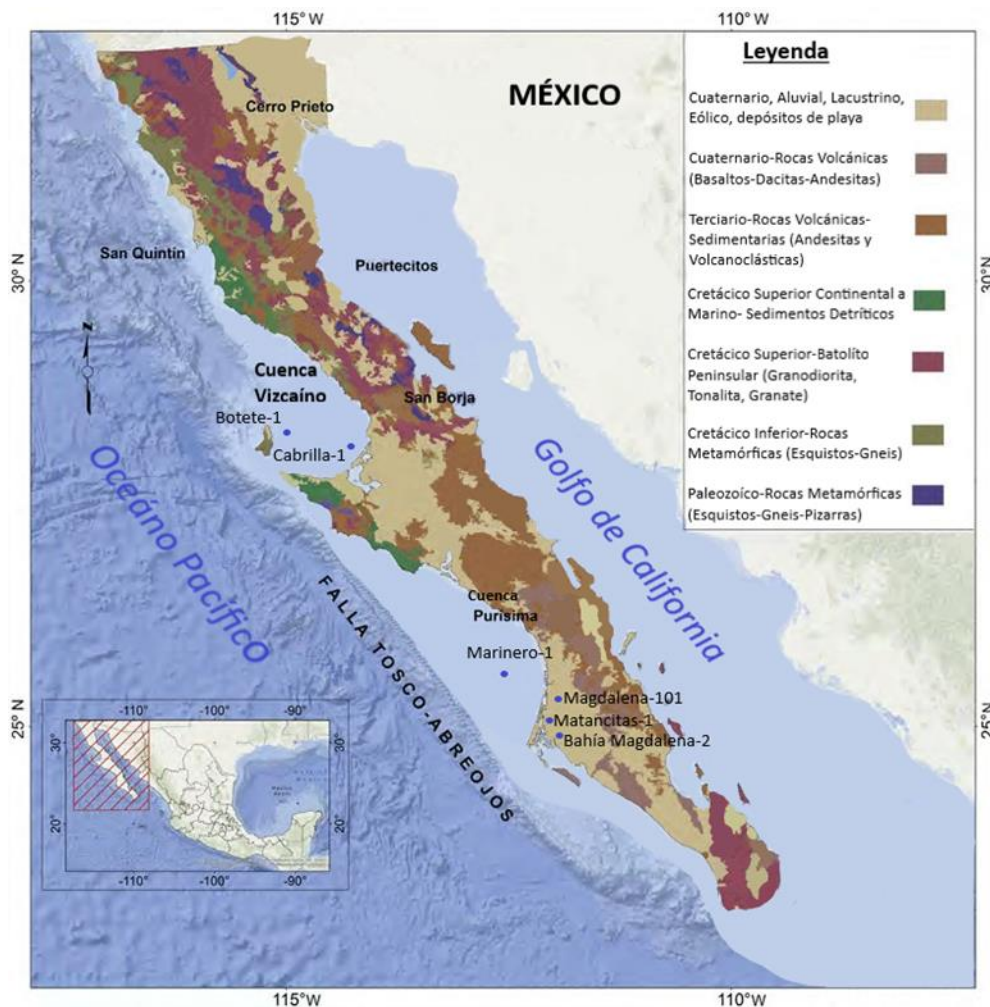


Figura 2. Ubicación de los pozos de estudio en Cuenca Vizcaíno y Purísima (Baja California-México). Geología según Campa y Coney (1983) y Sedlock et al. (1993). Modificado de Arango-Galván et al. (2015).

1.3.2 Cuenca Oriental de Venezuela

La cuenca está limitada al sur por el Escudo Guayanés Precámbrico, al oeste por el arco de El Baúl, al este por la corteza oceánica atlántica y al norte por la Serranía del Interior. El subsuelo de esta cuenca contiene un bloque alóctono con unidades cretácicas correlativas a las unidades estratigráficas aflorantes en la Serranía del Interior (Helenes y Zomoza, 1999). La columna estratigráfica incluye la Formación Querecual, compuesta principalmente por lutitas calcáreas negras, la Formación San Antonio, compuesta por

areniscas y lutitas alternadas, y finalmente, la Formación San Juan compuesta principalmente por areniscas (Fig. 3). Estas unidades tienen un espesor promedio de 1.500 metros aproximadamente.

CUENCA						
BARINAS - APURE			ORIENTAL			
LITOLOGÍA	LOG	FORMACIÓN	LITOLOGÍA	LOG	FORMACIÓN	EDAD
Esquistos		Burguita			San Juan	LATE CRETACEOUS
Areniscas fosfatadas / esquistos		Quevedo Member	Lutitas limosas y lutitas		San Antonio	
Arenisca			Areniscas intercaladas			
Caliza			Morita Member	Esquistos laminados, Calcáreas oscuras		
		Escandalosa				

Figura 3. Columnas estratigráficas generales en la cuenca Barinas-Apure y cuenca Oriental de Venezuela. La descripción litológica se basa en González de Juana et al. (1980) y las cifras son una modificación de Helenes et al. (1998); Helenes y Zomoza (1999).

1.3.3 Cuenca Vizcaino

La secuencia sedimentaria de la cuenca Vizcaíno se depositó sobre un basamento ígneo del Cretácico Inferior. Esta secuencia ha sido subdividida en base a la litología en tres unidades: Formación Alisitos (Santillan y Barrera, 1930; Cretácico Inferior), Grupo Valle (Mina, 1957; Cretácico Superior) y Formación Bateque (Mina, 1957; Terciario Temprano). El Grupo Valle, con un espesor aproximado de 2500 m, se superpone concordantemente a la Formación Alisitos (Albiano) y, a su vez, está concordantemente cubierta por la Formación Bateque del Paleoceno Temprano al Eoceno Medio (Fig. 4). Los estratos del Cretácico Superior en la secuencia de la Cuenca Vizcaíno representan la deposición marina de material terrígeno en un ambiente batial superior, tal como lo describe Helenes (1984) y Helenes et al. (2019).

1.3.4 Cuenca Purísima

Los sedimentos cretácicos de la cuenca Purísima han sido descritos como una secuencia sedimentaria principalmente de ambientes marinos (Cavazos-Prado, 1976). Su espesor en promedio ronda los 2500 m. Informes de PEMEX (2011) confirman mediante la interpretación de curvas de potencial espontáneo (SP),

una presencia mayoritaria de lutitas a lo largo del Cretácico Superior; destacan además que la región norte de la cuenca presenta un gran hiato en la parte inferior del Cretácico Superior (Fig. 4).




		CUENCA		
EDAD	LITOLOGÍA	VIZCAÍNO	PURÍSIMA	
Paleoceno		Bateque	??	F O R M A C I Ó N
Cretácico Superior		Valle	Valle	
Cretácico Inferior		Alisitos	??	

Figura 4. Columna estratigráfica del Cretácico Superior para las cuencas Vizcaíno y Purísima en México. La descripción litológica se basa en Helenes (1984) y Helenes et al. (2019).

1.4 Antecedentes

Los estudios palinológicos previos de dinoflagelados del Cretácico Superior en Venezuela son de Fasola y Paredes de Ramos (1991), Helenes et al. (1991), Helenes et al. (1994), Paredes et al. (1994), Helenes et al. (1998) y Helenes y Zomoza (1999); los dos últimos artículos presentan un análisis cualitativo de los mismos datos que se utilizan en el presente trabajo. Se han reportado algunos taxones de quistes de dinoflagelados fósiles bioestratigráficamente significativos desde el Campaniano hasta el Paleoceno del noreste de Colombia y el oeste de Venezuela (Yepes, 2001). Además, una zonación bioestratigráfica cuantitativa de polen y esporas del Cenozoico de Colombia (Jaramillo et al., 2011) que utilizó dos métodos alternativos de bioestratigrafía cuantitativa, correlación gráfica y optimización restringida. De manera adicional y en referencia a la región subtropical, Helenes (1984) y Helenes et al. (2019) presentan un análisis cualitativo en pozos de la cuenca Vizcaíno en Baja California (México), dos de los pozos incluidos en el último estudio antes mencionado, son objeto de análisis en la presente investigación. En cuenca Purísima, el informe de PEMEX (2011) es el único antecedente que incluye análisis de dinoflagelados fósiles del Cretácico Superior, cuatro de los pozos analizados allí, son incluidos en la presente investigación.

1.5 Justificación

Este estudio utiliza el método probabilístico de Clasificación y Calibración (llamado "RANKing and Scaling", o RASC por sus siglas en inglés; Gradstein y Agterberg, 1982) para analizar una base de datos de quistes de dinoflagelados fósiles de cuatro pozos en la cuenca Barinas-Apure y tres en la cuenca oriental de Venezuela. Esta base de datos se documentó parcialmente en Helenes et al. (1998), Helenes y Somoza (1999) y se completó con datos proporcionados por la gerencia de Exploración de Petróleos de Venezuela. De manera complementaria y separado de las dos cuencas anteriores, se analizan parcialmente dos pozos de la cuenca Vizcaíno y cuatro pozos de la cuenca Purísima, ambas de la península de Baja California (México). RASC permite la identificación de una posible sucesión de eventos, e identifica el rango más probable de ocurrencias de un evento fósil, acompañado de una estimación de su incertidumbre estratigráfica (Martínez, 1999). El método RASC obtiene una secuencia con un 95 % de probabilidad de ocurrencia y ha sido aplicado con éxito en regiones de altas latitudes, con foraminíferos, dinoflagelados y microfósiles silíceos seleccionados (Gradstein y Agterberg, 1982; Gradstein y Bäckström, 1996; Gradstein et al., 1999) para desarrollar biozonaciones integradas y de alta resolución del Cretácico y el Cenozoico para la correlación de pozos de petróleo. La secuencia final de bioeventos es la primera propuesta de una secuencia bioestratigráfica de quistes de dinoflagelados fósiles del Cretácico Superior en áreas tropicales utilizando un método probabilístico. Esta secuencia será particularmente útil en el norte de América del Sur, donde un extenso sistema petrolero está presente. Adicionalmente, la información resultante de las cuencas de Baja California en México, permitirán comparar la secuencia de dinoflagelados, considerando cronología y provincialismo de especies, radicado en las zonas subtropicales del hemisferio norte.

1.6 Hipótesis

El análisis estadístico de datos bioestratigráficos permite obtener una sucesión de eventos de mayor resolución y confiabilidad, además de permitir estimar la probabilidad de repetición de la sucesión de eventos. La resolución y confiabilidad aumentan si se calibran estos eventos con datos de otros grupos micropaleontológicos y se cotejan con eventos similares en latitudes coincidentes a la región de estudio.

1.7 Objetivos

1.7.1 Objetivo general

Elaborar un marco cronoestratigráfico detallado de los conjuntos de dinoflagelados mediante la creación de una secuencia estadística de bioeventos fósiles durante el Cretácico Superior en zonas tropicales. Esto servirá para interpretar la evolución paleoecológica de dinoflagelados en estas áreas.

1.7.2 Objetivos específicos

- Establecer la secuencia óptima más probable de dinoflagelados para el Cretácico Superior en zonas tropicales.
- Proponer la secuencia óptima más probable de dinoflagelados para el Cretácico Superior en zonas subtropicales del hemisferio norte.
- Describir las consideraciones paleoecológicas del Cretácico Superior en función de los taxas analizados en la secuencia óptima más probable de dinoflagelados fósiles.

Capítulo 2. Metodología

2.1 Base de datos

Para el conjunto de datos de la Cuenca Barinas-Apure, obtuvimos información del análisis de 169 muestras de núcleos y cortes, mientras que el conjunto de datos de la Cuenca Oriental provino de 224 muestras de núcleos y cortes (Tabla 1). El permiso para usar los datos de los pozos de Venezuela fue gentilmente concedido por la Gerencia de Exploración de PDVSA. En Cuenca Vizcaíno se contó con información de 176 muestras de núcleo, en cuanto a Cuenca Purísima usamos 350 muestras de canal y 2 de núcleo (Tabla 2). El permiso para usar los datos de los pozos de la península de Baja California fue gentilmente concedido por la Gerencia de Exploración de PEMEX.

Tabla 1. Muestras analizadas de Venezuela. Los datos analizados con RASC para este estudio en las cuencas de Venezuela se obtuvieron de estas muestras.

CUENCA BARINAS-APURE			CUENCA ORIENTAL DE VENEZUELA		
Pozo	Muestra de núcleo	Muestra de corte	Pozo	Muestra de núcleo	Muestras de corte
T1	45	26	S3	6	0
T2	41	17	P1	0	134
B1	0	26	P5	0	84
C1	0	14			
TOTAL	86	83	TOTAL	6	218

Tabla 2. Muestras analizadas de México. Los datos analizados con RASC para este estudio en las cuencas de México se obtuvieron de estas muestras.

CUENCA VIZCAÍNO		CUENCA PURÍSIMA		
Pozo	Muestra de núcleo	Pozo	Muestra de núcleo	Muestra de canal
Botete-1	84	Marinero-1	2	96
Cabrilla-1	92	Magdalena-101	0	61
		Matancitas-1	0	89
		Bahía Magdalena-2	0	104
TOTAL	176	TOTAL	2	350

2.2 Procesamiento palinológico y ajustes de la base de datos

Todas las muestras tanto de Venezuela como de México fueron tratadas con el procesamiento palinológico descrito por Wood et al. (1996) que implica el uso de HCl, HF y $ZnBr_2$, sin oxidación, y se examinó completamente al microscopio un portaobjetos por muestra. Dado que la mayoría de las muestras son de pared y de canal, toda la información analizada corresponde a las últimas ocurrencias estratigráficas ("Last Occurrence, o LO por sus siglas en inglés) reportadas para cada especie. La base de datos utilizada aquí contiene 185 bioeventos de Venezuela y 45 de México.

Solo aquellos bioeventos de especies indudablemente identificadas son considerados en este trabajo, descartando todas las identificaciones inciertas o taxones identificados solo a nivel genérico. Estos bioeventos fueron ingresados a un diccionario de especies con los registros de LO en cada pozo con sus respectivas profundidades, número de ejemplares observados y tipo de pozo en el programa de base de datos QSCreator (<http://www.nhm2.uio.no/rasc>). Con este programa, se crearon los archivos de parámetros con la instrucción de ejecución para RASC, los archivos de datos que contienen las listas para cada pozo, la secuencia de bioeventos, la profundidad de cada muestra en metros y los nombres de todos los quistes de dinoflagelados. El conjunto de datos ha sido verificado estratigráficamente y revisado por pares, eliminando cualquier identificación taxonómica significativa y errores de fidelidad bioestratigráfica.

2.3 Criterios de análisis y correlación

Se recopilaron datos de dinoflagelados fósiles del Cretácico Superior de localidades tropicales (0° a 20° Latitud Norte) y se integraron a nuestra base de datos (Tabla 3), creando una lista maestra con todas las especies reportadas (Anexo A-1). Se incorporaron principalmente investigaciones con edades calibradas independientemente de los dinoflagelados, es decir, con otros proxies tales como formaníferos y/o nanofósiles calcáreos. Estos resultados son útiles para comparar con las respuestas probabilísticas obtenidas a través de RASC en las cuencas de Venezuela. Las especies fueron agrupadas por afinidad taxonómica y preferencia trófica (Anexo A-2). La lista resultante sirve también como base para una interpretación preliminar de los aspectos paleoecológicos y paleoambientales del Cretácico Superior tropical. Para las cuencas de México, que están entre los 20° y 40° Latitud Norte, en este estudio son considerados áreas subtropicales del hemisferio norte y no se hizo la recopilación bibliográfica para correlación. Es por esa razón que para esos datos solo se propondrá la secuencia resultante de RASC.

Tabla 3. Estudios publicados de sitios del Cretácico Superior. Referencias y localidades de los conjuntos de dinoflagelados tropicales del Cretácico Superior utilizados para comparar la base de datos de Venezuela y otras localidades tropicales.

Referencia	Localización	Rango de Edad de Secuencia Analizada
Yepes, 2001	Colombia- Venezuela	Campaniano – Daniano
Helenes et al., 1998	Venezuela	Albiano - Maastrichtiano
Helenes y Somoza, 1999	Venezuela	Albiano - Paleoceno
Tea-Yassi et al., 1999	Golfo de Guinea	Campaniano – Maastrichtiano
Oboh-Ikuenobe et al., 1998	Golfo de Guinea	Turoniano – Paleoceno
Masure et al., 1998	Golfo de Guinea	Cenomaniano – Paleoceno
Sánchez-Pellicer et al., 2017	Golfo de Guinea	Turoniano - Paleoceno
Atta-Peters y Salami, 2006	Golfo de Guinea	Aptiano - Cenomaniano, y Campaniano – Maastrichtiano
Guédé et al., 2018	Côte D'Ivoire	Maastrichtiano – Eoceno
Durugbo y Ogundipe, 2019	Nigeria	Cenomaniano Tardío –Turoniano Temprano

2.4 Teoría a cerca del método RASC

Para garantizar una clasificación significativa y producir un resultado óptimo mediante RASC, los eventos fósiles deben ocurrir en un mínimo de cuatro pozos. La Secuencia Óptima Clasificada (“Ranked Optimum Sequence”, o ROS por sus siglas en inglés) muestra la posición más probable del evento fósil, donde cada posición final es el promedio de todas las individuales. Este promedio resulta de las últimas ocurrencias más probables entre las especies descritas en los pozos (7 para Venezuela y 6 para México, por separado) y es calculado por el programa RASC (Fig. 6 y Fig. 8). Las especies marcadoras bioestratigráficas del Cretácico Superior en áreas tropicales se consideran eventos importantes para el presente estudio, y algunas han sido incorporadas y se denominan Eventos Únicos (“Unique Events”, o UE por sus siglas en inglés). En la representación gráfica, están resaltados con un doble asterisco y, dado que están presentes en menos de cuatro pozos en Venezuela y tres en México, RASC no calcula una desviación estándar. Finalmente, el refinamiento de datos de posibles inconsistencias se lleva a cabo mediante el análisis de puntos de penalización y diagramas de dispersión relacionados con los resultados parciales de RASC, revelando eventos fuera del orden estratigráfico. Los puntos de penalización dan información sobre cada evento en todos los pozos, comparando su lugar en la secuencia óptima con su lugar real. Se otorga un

punto de penalización a un evento cuando está fuera de orden con respecto a otro evento y medio punto de penalización cuando ocurre al mismo tiempo que otro evento. Los diagramas de dispersión ofrecen una interpretación visual de las posiciones de muestra de los eventos dentro de cada pozo, yendo hacia abajo en la dirección vertical con una curva cuadrática de mejor ajuste dibujada para resaltar los eventos fuera de lugar. El diagrama de dispersión del pozo P1 en la cuenca Barinas-Apure muestra que la sección tiene muchos eventos y la mayoría se agrupan alrededor de la curva de mejor ajuste (Fig. 5). Algo similar se puede observar en el pozo Cabrilla-1 de la cuenca Vizcaíno (Fig. 7). Se pueden encontrar explicaciones más detalladas de la teoría y los análisis numéricos detrás de RASC en Agterberg y Gradstein (1999), Agterberg et al. (2013) y Gradstein et al. (1999).

Capítulo 3. Resultados

3.1 Cuencas de Venezuela

Como se muestra en la tabla de resumen (Tabla 7), de un diccionario con 304 taxones, hay 86 taxones y 185 eventos reconocidos (LO) en los 7 pozos analizados; las inconsistencias que involucran 3 o más eventos fósiles se denominan ciclos y se identifican aplicando el algoritmo de clasificación con el método Hay modificado (Agterberg et al., 2013). Los ciclos individuales se enumeran en el orden en que se encontraron estratigráficamente hacia abajo. El programa RASC rompe estos ciclos y extrae datos útiles; en el presente análisis, no se rompieron ciclos compuestos por tres o más eventos con un orden estratigráfico incoherente e irresoluble. La ausencia de ciclos rotos es favorable para los resultados obtenidos ya que simplifica el acoplamiento de los datos. El número de eventos LO en el ROS final fue de 17, y se incluyeron 4 UE para un total de 21 especies en la secuencia óptima más probable. Hay 11 eventos con una desviación estándar inferior al valor medio, quedando solo 6 eventos con un valor superior.

Solo hay 2 eventos LO con una penalización superior a 6 puntos (Tabla 4) y 5 eventos LO con una alta probabilidad (> 95%) de estar fuera de posición (Tabla 5). Los diagramas de dispersión muestran una dispersión relativa de los eventos en cada pozo con 6 eventos etiquetados como AAAA (Tabla 6), lo que significa que se eliminan más de dos desviaciones estándar de la línea de correlación para el pozo en el que ocurre. Es improbable que este número sea cero, incluso con la eliminación continua de eventos anómalos (Hjálmarsdóttir, 2019). La mayoría de los diagramas de dispersión de la base de datos muestran la misma secuencia de especies y una gran similitud entre la posición de los eventos y la curva cuadrática de mejor ajuste. Esta similitud es particularmente evidente en T1 y C1 en la Cuenca Apure-Barinas y en todos los pozos de la Cuenca Oriental (Anexo A-3). Los datos del pozo P1 presentan las posiciones relativas de eventos LO dentro de este pozo en el eje vertical. Se incluye como ejemplo representativo una curva cuadrática de mejor ajuste para resaltar eventos fuera de lugar (Fig. 5).

Tabla 4. Especies con puntos de penalización mayor a 6 puntos. Los valores son calculados por RASC mediante el uso del coeficiente de correlación de rango de Kendall (Anexo A-4).

Especie (LO)	POZO	
	T1	S3
<i>Dinogymnium acuminatum</i>	8.0	
<i>Exochosphaeridium bifidum</i>		9.0

Tabla 5. Especies con una probabilidad mayor al 95 % de estar fuera de posición según su comportamiento en cada pozo. La discriminación porcentual de estas probabilidades comprende mayores al 95 o 99 % (Anexo A-5).

Especie (LO)	POZO
<i>Coronifera oceanica</i>	T2
<i>Andalusiella polymorpha</i>	T2
<i>Subtilisphaera pirnaensis</i>	T2
<i>Cerodinium boloniense</i>	P5
<i>Hystrichodinium pulchrum</i>	P5

Tabla 6. Especies que están a más de dos desviaciones estándar de distancia e identificadas en RASC con la nomenclatura de eventos AAAA (Anexo A-6).

Especie (LO)	POZO
<i>Dinogymnium acuminatum</i>	T1
<i>Odontochitina operculata</i>	B1
<i>Canningia senonica</i>	C1
<i>Circulodinium distinctum</i>	P1
<i>Coronifera oceanica</i>	P1
<i>Exochosphaeridium bifidum</i>	S3

Tabla 7. Resumen de las propiedades de los datos y resultado del RASC final. SD = desviación estándar; ROS = Ranked Optimum Sequence; Los eventos fuera de orden se indican con asteriscos, * indica un 95% de probabilidad, mientras que ** indica un 99% de probabilidad de estar fuera de orden (Tabla 5 y Anexo A-5); AAAA son eventos que están a más de dos desviaciones estándar de distancia (Tabla 6 y Anexo A-6) y AAA son eventos con más de 12 puntos de penalización.

Propiedades	Resultados
Taxa en Diccionario	304
Pozos	7
Taxa del Diccionario en Pozos	86
Registro de Eventos en los Pozos	185
Ciclos antes de la Clasificación	0
Eventos en el ROS	17
Eventos en el ROS con SD < SD Promedio	11
Eventos del Modelo de Etapas (> 6 Puntos de Penalización después de clasificación)	2
Prueba de normalidad de eventos (con * o **)	5
Eventos AAAA en Gráficas de Dispersión Clasificada	6
Eventos AAA	0

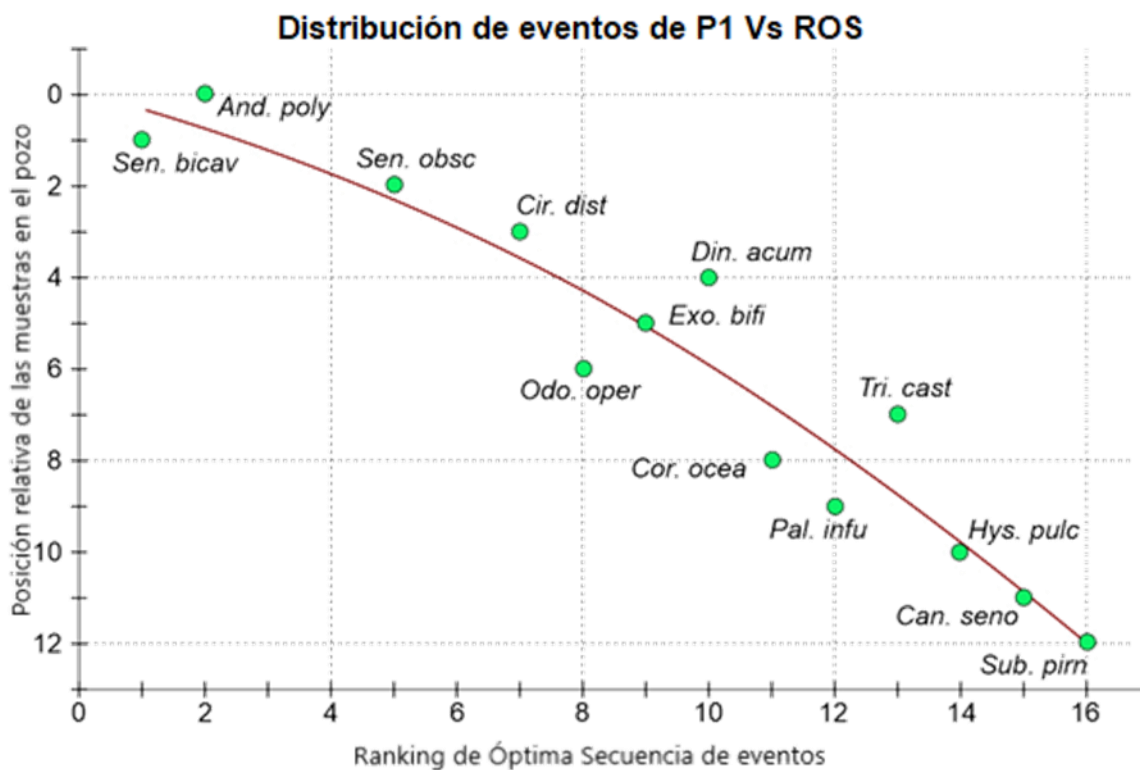


Figura 5. Diagrama de dispersión con datos del pozo P1, de la Cuenca Oriental de Venezuela. Este diagrama muestra las posiciones relativas de los eventos reportados dentro del pozo, con eventos superficiales a la izquierda y eventos más profundos a la derecha. Una curva cuadrática de mejor ajuste se muestra en marrón. Las desviaciones en el diagrama de dispersión se miden en la dirección horizontal. *And. poly* = *Andalusiella polymorpha*, *Sen. bica* = *Senegalinium bicavatum*, *Sen. obsc* = *Senegalinium obscurum*, *Cir. dist* = *Circulodinium distinctum*, *Din. acum* = *Dinogymnium acuminatum*, *Exo. bifi* = *Exochosphaeridium bifidum*, *Odo. oper* = *Odontochitina operculata*, *Cor. ocea* = *Coronifera oceanica*, *Tri. cast* = *Trichodinium castanea*, *Pal. infu* = *Palaeohystrichophora infusorioides*, *Hyst. pulc* = *Hystrichodinium pulchrum*, *Can. seno* = *Canningia senonica*, *Sub. pira* = *Subtilisphaera piraensis*.

3.1.1 Secuencia Óptima Clasificada (“Ranked Optimum Sequence” = ROS)

La ROS producida por RASC en el análisis final de los datos, con los parámetros seleccionados, se muestra en la Fig. 6. La modificación de los parámetros para obtener la ROS mostró que la combinación 4/3 para la ejecución de RASC arrojó los mejores resultados analizados en el estudio actual. De modo que 4 es el número mínimo de pozos en los que debe ocurrir un evento y 3 es el número mínimo de pozos en los que debe ocurrir cada par de eventos. Los 17 eventos LO resultantes se clasifican estratigráficamente del más joven al más antiguo (de arriba a abajo), la desviación estándar se trata de la correlación en cada pozo. La desviación estándar promedio se calcula a partir de todas las desviaciones estándar divididas por el número total de eventos en la secuencia óptima. Para los eventos únicos (UE indicado por ** en la Fig. 6), RASC no calcula un valor de desviación estándar, pero se colocan en la secuencia en función de su posición relativa a los eventos más abundantes. En nuestro estudio, se insertaron las siguientes 4 especies de UE

debido a su valor como marcadores cronoestratigráficos: *Cribopteridinium cooksoniae*, *Cyclonephelium vannophorum*, *Cyclonephelium chabaca* y *Pseudoceratium securigerum*. Tanto *C. cooksoniae*, *C. vannophorum* y *C. chabaca* han sido, entre otros, reportados por la biozonación global de Williams y Bujak (1977) como marcadores inequívocos del Cretácico Superior. Por su parte *P. securigerum* es reportada como un marcador del Albiano en diferentes regiones del mundo, incluyendo regiones del Atlántico ecuatorial (Bint, 1986; Berthou y Leereveld, 1990; Heilman-Clausen y Thomsen, 1995 y Krauspenhar et al., 2014). Incluyendo estas especies como UE, hay 21 especies en el ROS; 17 eventos ocurren en más de 4 pozos, y 11 de los 17 (> 64%) tienen una desviación estándar por debajo de la media, lo cual es un resultado apropiado ya que denota una secuencia robusta. El ROS representa una base de datos organizada y verificada sin eventos anómalos. Luego se ajustó la secuencia, revisando cualquier inconsistencia bioestratigráfica de los cálculos RASC con los datos publicados previamente de la base de datos. Para completar los rangos de los taxones de dinoflagelados involucrados, se consideraron los rangos estratigráficos publicados de todos los taxones de varias localidades tropicales distintas a la utilizada para este estudio, específicamente las referencias contenidas en la Tabla 3, el análisis de estos rangos se puede apreciar en la Figura 9.

3.1.2 Calibración de eventos

Como se mencionó anteriormente, los datos de entrada se limitan a los bioeventos LO registrados durante el Cretácico Superior. Cuando una especie está registrada en más de cuatro pozos, RASC la incluye entre las especies con mayor probabilidad de ocurrencia durante este tiempo. Incluso cuando las LO pueden tener diferentes edades en diferentes pozos, la posición elegida para esa LO es la que tiene más probabilidades de ocurrir en la base de datos. Aunque no incluye su rango total, es una forma probabilística de medir su posición.

Para interpretar los rangos de edad de las especies reportadas aquí, se considera su posición preliminar en el ROS, sus rangos estratigráficos conocidos en localidades tropicales y la posibilidad de retrabajo. Con estos rangos de edad tropicales, se establece la secuencia final más probable de bioeventos de dinoflagelados durante el Cretácico Superior. Por ejemplo, la especie *Cerodinium boloniense* se encuentra en la parte más alta del ROS para las cuencas de Venezuela (Fig 6), el registro de sus LO en los reportes de Oboh-Ikuenobe et al. (1998, Golfo de Guinea) y Tea-Yassi et al. (1999; Golfo de Guinea), están asociados al Campaniano medio y Maastrichtiano inferior, respectivamente (Fig 9), ambos estudios poseen datos de núcleo, por lo tanto su posibilidad de caídos es mínima, al asociar esta información con los datos presentados por Helenes et al (1998) y Helenes y Somoza (1999; Venezuela), quienes asocian el LO de esta

especie al Maastrichtiano superior (Fig 9), se propone como rango de edad más probable el que finaliza sobre el Maastrichtiano Superior (Fig 10).

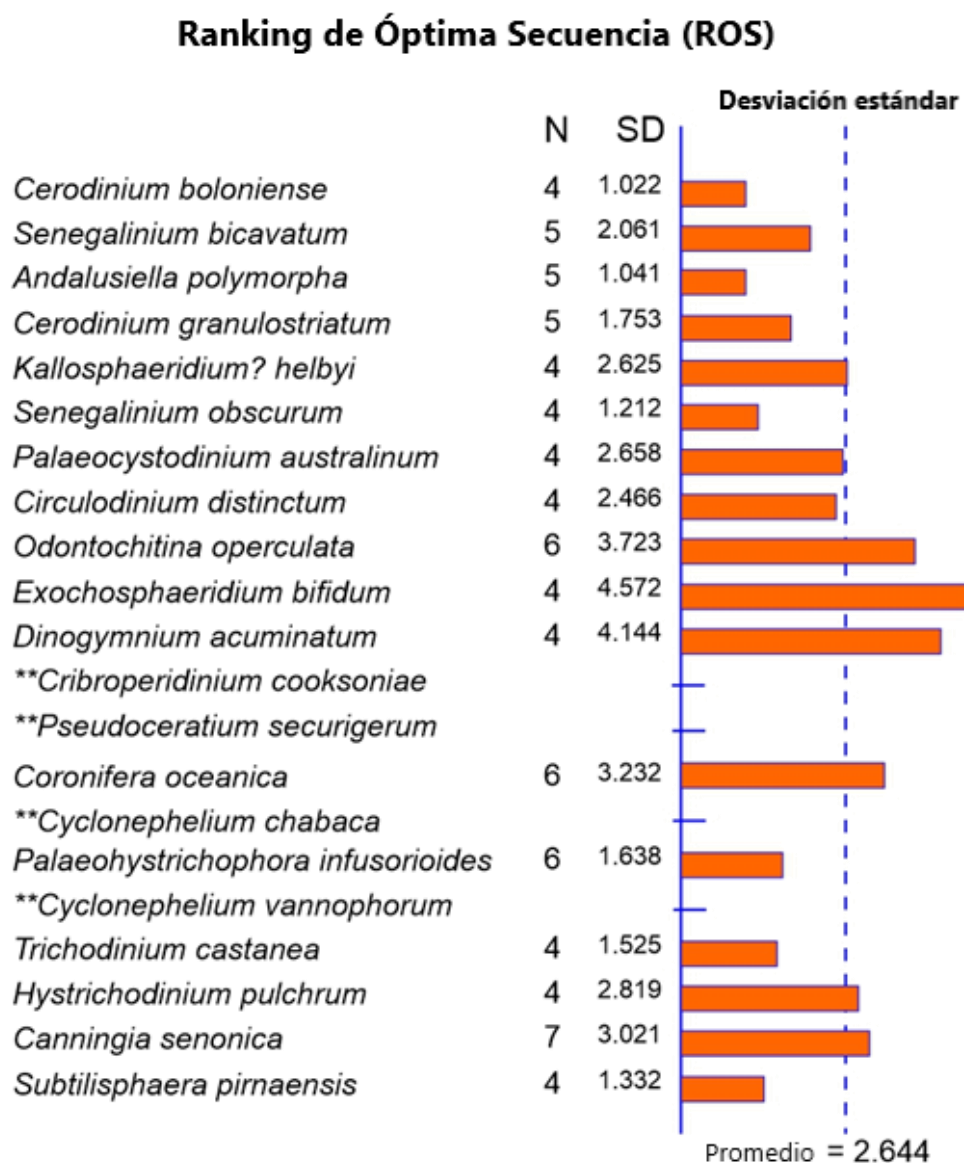


Figura 6. ROS resultante con los parámetros seleccionados. Considerando solo los LO, se reconocen 21 eventos. N es el número de pozos o secciones donde ocurre cada evento, SD es la desviación estándar de la línea de correlación y los eventos únicos (UE) están etiquetados con **. La desviación estándar en el ROS = 2.644. Eventos Únicos (UE) = especies insertadas por su valor como marcadores cronoestratigráficos comúnmente conocidos.

3.2 Cuencas de México

Como se muestra en la tabla de resumen (Tabla 11), en el diccionario con 304 taxones, hay 31 taxones y 45 eventos reconocidos (LO) en los 6 pozos analizados. En el presente análisis, se rompieron 7 ciclos, como

se describió anteriormente, son ciclos compuestos por tres o más eventos con un orden estratigráfico incoherente e irresoluble. El número de eventos LO en el ROS final fue de 10, y se incluyeron 5 UE para un total de 15 especies en la secuencia óptima más probable. Hay 6 eventos con una desviación estándar inferior al valor medio, quedando solo 4 eventos con un valor superior.

Solo hay 3 eventos LO con una penalización superior a 6 puntos (Tabla 8) y 4 eventos LO con una alta probabilidad (> 95%) de estar fuera de posición (Tabla 9). Los diagramas de dispersión muestran una dispersión relativa de los eventos en cada pozo con 5 eventos etiquetados como AAAA (Tabla 10). La mayoría de los diagramas de dispersión de la base de datos muestran la misma secuencia de especies y una gran similitud entre la posición de los eventos y la curva cuadrática de mejor ajuste. Esta similitud es particularmente evidente en Botete-1 y Cabrilla-1 en la Cuenca Vizcaíno y en todos los pozos de la Cuenca Purísima (Ver Anexo A-7). Los datos del pozo Cabrilla-1 presentan las posiciones relativas de eventos LO dentro de este pozo en el eje vertical. Se incluye una curva cuadrática de mejor ajuste para resaltar eventos fuera de lugar (Fig. 7).

Tabla 8. Especies con puntos de penalización mayor a 6 puntos. Los valores son calculados por RASC mediante el uso del coeficiente de correlación de rango de Kendall (Anexo A-8).

Especie (LO)	POZO	
	Marinero-1	Magdalena-2
<i>Palaeocystodinium benjaminii</i>	6.5	
<i>Laciniadinium biconiculum</i>	7	
<i>Oligosphaeridium complex</i>		7

Tabla 9. Especies con una probabilidad mayor al 95 % de estar fuera de posición según su comportamiento en cada pozo. La discriminación porcentual de estas probabilidades comprende mayores al 95 o 99 % (Anexo A-9).

Especie (LO)	POZO
<i>Hafniasphaera fluens</i>	Magdalena-2
<i>Oligosphaeridium complex</i>	Magdalena-2
<i>Tanyosphaeridium variecalamum</i>	Matancitas-1
<i>Hafniasphaera fluens</i>	Matancitas-1

Tabla 10. Especies que están a más de dos desviaciones estándar de distancia e identificadas en RASC con la nomenclatura de eventos AAAA (Anexo A-10).

Especie (LO)	POZO
<i>Hafniasphaera fluens</i>	Magdalena-2
<i>Oligosphaeridium complex</i>	Matancitas-1
<i>Tanyosphaeridium variecalamum</i>	Matancitas-1
<i>Palaeocystodinium benjaminii</i>	Marinero-1
<i>Oligosphaeridium complex</i>	Marinero-1

Tabla 11. Resumen de las propiedades de los datos y resultado del RASC final para las cuencas de México. SD= desviación estándar; ROS = Ranked Optimum Sequence; Los eventos fuera de orden se indican con asteriscos, * indica un 95% de probabilidad, mientras que ** indica un 99% de probabilidad de estar fuera de orden (Tabla 9 y Anexo A-9); AAAA son eventos que están a más de dos desviaciones estándar de distancia (Tabla 10 y Anexo A-10) y AAA son eventos con más de 12 puntos de penalización.

Propiedades	Resultados
Taxa en Diccionario	304
Pozos	6
Taxa de Diccionario en Pozos	31
Registro de Eventos en los Pozos	45
Ciclos antes de la Clasificación	7
Eventos en ROS	10
Eventos en ROS con SD < SD promedio	6
Eventos del Modelo de Etapas (> 6 Puntos de Penalización después de clasificación)	3
Prueba de normalidad de eventos (con * o **)	4
Eventos AAAA en Gráficas de Dispersión Clasificada	5
Eventos AAA	0

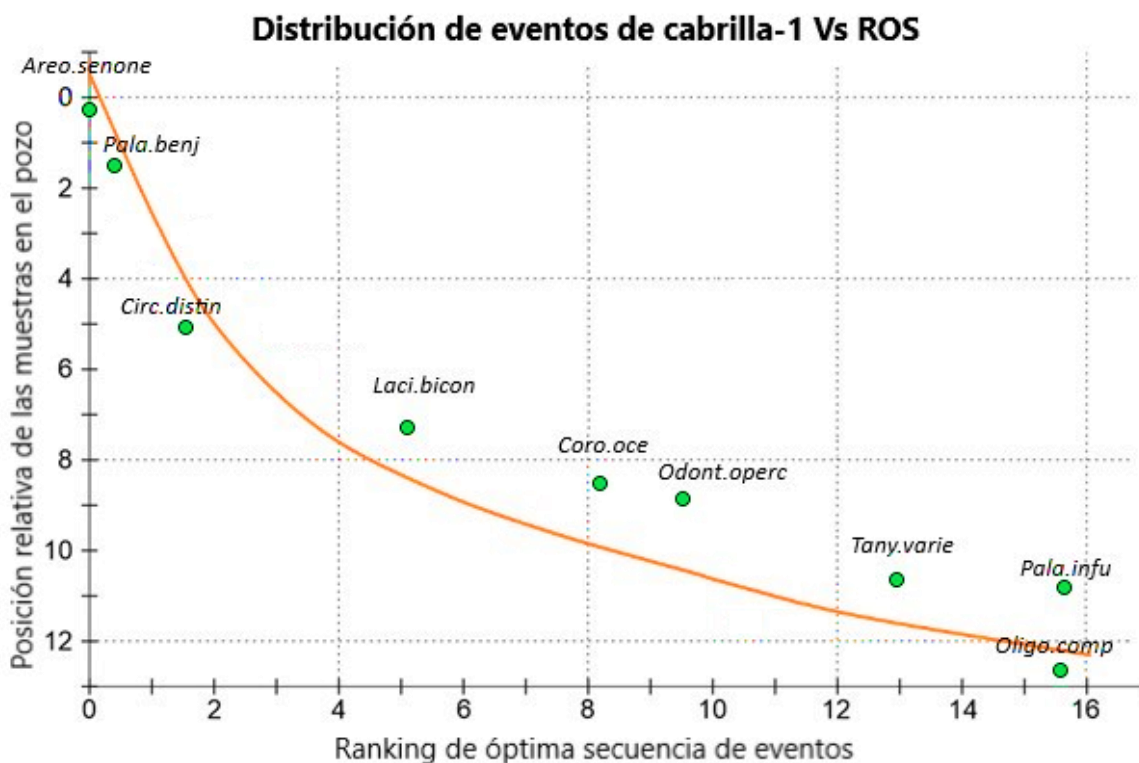


Figura 7. Diagrama de dispersión con datos del pozo Cabrilla 1, de la Cuenca Vizcaíno de México. Este diagrama muestra las posiciones relativas de los eventos reportados dentro del pozo, con eventos superficiales a la izquierda y eventos más profundos a la derecha. Una curva cuadrática de mejor ajuste se muestra en marrón. Las desviaciones en el diagrama de dispersión se miden en la dirección horizontal. *Are. senone*= *Areoligera senonensis*; *Pala. benj*= *Palaeocystodinium benjaminii*; *Circ. distin*= *Circulodinium distinctum*; *Laci. bicon*= *Laciniadinium biconiculum*; *Coro. oce*= *Coronifera oceánica*; *Odont. operc*= *Odontichitina operculata*; *Tany. varie*= *Tanyosphaeridium variecalamum*; *Pala. infu*= *Palaeohystrichophora infusorioides*; *Oligo. comp*= *Oligosphaeridium complex*.

3.2.1 Secuencia Óptima Clasificada (“Ranked Optimum Sequence” = ROS)

La ROS producida por RASC en el análisis final de los datos, con los parámetros seleccionados, se muestra en la Fig. 8; la modificación de los parámetros para obtener el ROS mostró que la combinación 3/2 para la ejecución de RASC arrojó los mejores resultados analizados en el estudio actual. De modo que 3 es el número mínimo de pozos en los que debe ocurrir un evento, y 2 es el número mínimo de pozos en los que debe ocurrir cada par de eventos. Los 15 eventos LO resultantes se clasifican estratigráficamente del más joven al más antiguo (de arriba a abajo), la desviación estándar se trata de la correlación en cada pozo. Para los eventos únicos (UE indicado por ** en la Fig. 8), RASC no calcula un valor de desviación estándar, pero se colocan en la secuencia en función de su posición relativa a los eventos más abundantes.

En nuestro estudio, se insertaron las siguientes 5 especies de UE debido a su valor como marcadores cronoestratigráficos y además tener registros en las cuencas de Venezuela, lo cual podría permitir hacer una comparación en términos de proximidad taxonómica: *Danea californica*, *Dinogymnium acuminatum*, *Cerodinium boloniense*, *Cerodinium granulostriatum* y *Trichodinium castanea*. Las especies *D. californica* y *D. acuminatum* poseen diferentes registros que permiten considerarlas especies marcadoras del inicio del Paleoceno (Brinkhuis et al., 1998; Masare et al., 1998; Yepes, 2001; Slimani et al., 2016; Sánchez-Pellicer et al., 2017; Guédé et al., 2018; y Jbari et al., 2020).

Por su parte *C. boloniense* y *C. granulostriatum* son consideradas marcadoras de la parte alta del Cretácico Superior (Oboh-Ikuenobe et al., 1998 y Tea-Yassi et al., 1999). De igual forma *T. castanea* es considerada por diversos autores una especie marcadora del fin del Campaniano (Williams y Bujak, 1985, Yepes, 2001 y Jbari et al., 2020). Incluyendo estas especies de UE, hay 15 especies en el ROS; 10 eventos ocurren en más de 3 pozos, y 6 de los 10 (60%) tienen una desviación estándar por debajo de la media, lo cual es un resultado apropiado ya que denota una secuencia robusta.

Como se dijo anteriormente, el ROS representa una base de datos organizada y verificada sin eventos anómalos. Luego se ajustó la secuencia, revisando cualquier inconsistencia bioestratigráfica de los cálculos RASC con la información publicada previamente de la base de datos.

Ranking de Óptima Secuencia (ROS)

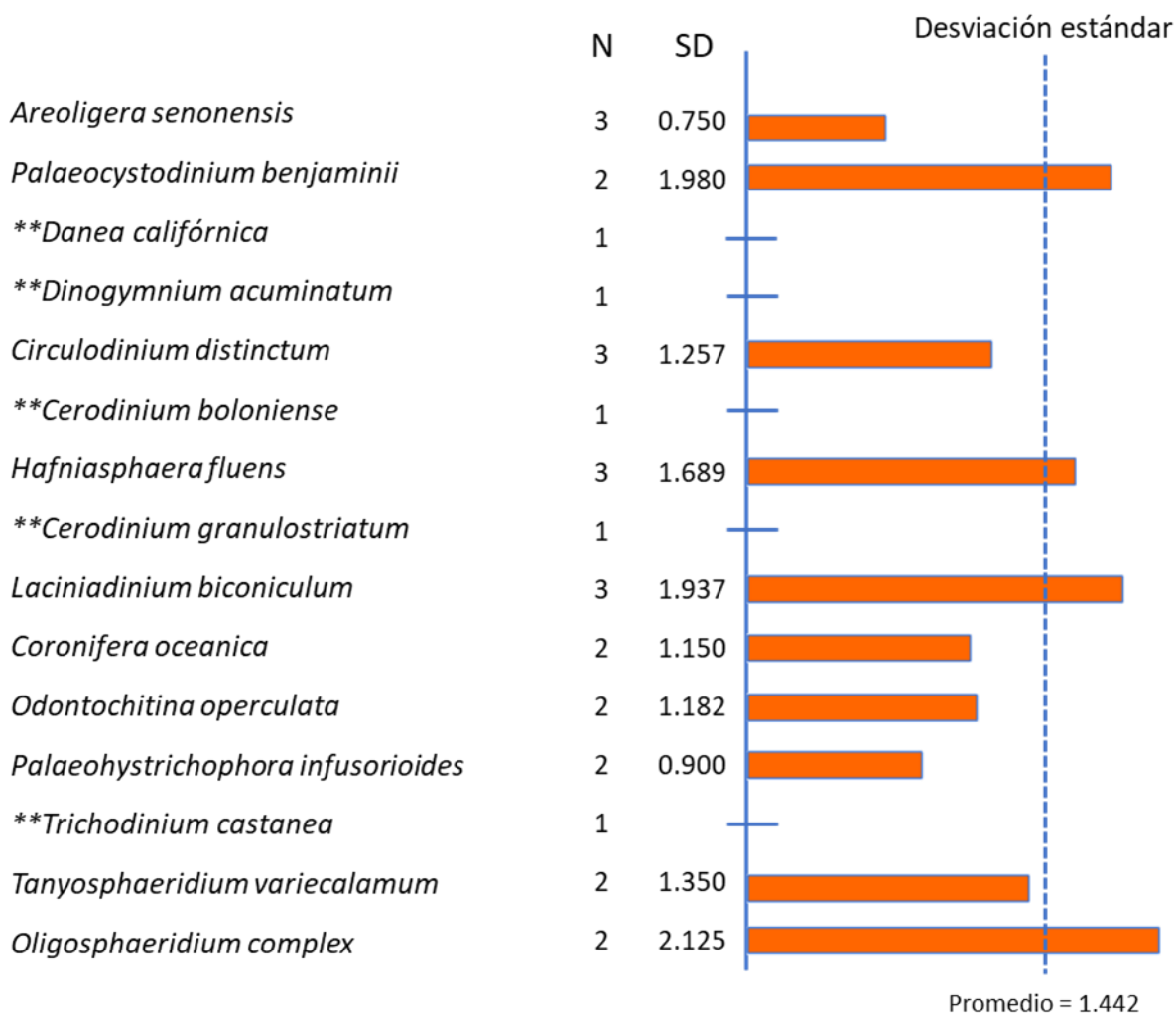


Figura 8. ROS resultante con los parámetros seleccionados. Considerando solo los LO, se reconocen 15 eventos. N es el número de pozos o secciones donde ocurre cada evento, SD es la desviación estándar de la línea de correlación y los eventos únicos (UE) están etiquetados con **. La desviación estándar en el ROS = 1.443. Eventos Únicos (UE) = especies insertadas por su valor como marcadores cronoestratigráficos comúnmente conocidos.

Capítulo 4. Discusión

4.1 Dinoflagelados del Cretácico Superior en áreas tropicales

De las diez referencias de dinoflagelados tropicales del Cretácico Superior mencionadas anteriormente (Tabla 3), tres son del norte de América del Sur y siete son de la región del Atlántico central. La base de datos tropicales compilada aquí contiene 262 especies, 164 están en las localidades del Cretácico Superior de Venezuela y 73 están reportadas en ambas regiones (Anexo A-11). Los taxones incluyen 129 Gonyaulacoides (G), 82 Protoperidinioides (P), 29 Areoligeroides, 12 Gymnodinioides (Fam. Ptychodiscaceae) y 10 Ceratioides (Tabla 12).

Considerando los patrones de tabulación, los Areoligeroides están relacionados con los Gonyaulacoides, y los Gymnodinioides están probablemente relacionados con *Gymnodinium*. Suponiendo que los linajes fósiles usaron las mismas estrategias tróficas que sus representantes vivos, hay 170 taxones fotoautótrofos y 92 heterótrofos. Aparentemente, las altas concentraciones de heterótrofos vivos en los océanos modernos se correlacionan con sistemas de alta producción primaria relacionados con las condiciones de afloramiento (Reichert y Brinkhuis, 2003; Radi y de Vernal, 2008). En cambio, la abundancia de taxones fotoautótrofos vivientes aumenta en condiciones estratificadas, cuando el aporte de nutrientes se incrementa por material siliciclástico terrígeno (Vásquez-Bedoya et al., 2008; Morquecho et al., 2012; Sánchez-Cabeza et al., 2012).

Las mayores diversidades de taxones presumiblemente autótrofos son similares a la mayor proporción G:P (Gonyaulacoide:Peridinioide) en las localidades tropicales en la actualidad (Mudie y Harland, 1996). Los datos del Atlántico tropical respaldan esta tendencia, particularmente en el delta del Amazonas (Vink et al., 2000) donde las asociaciones contienen 26 taxones Gonyaulacoides y 15 Protoperidinioides. Además, los conjuntos de quistes de dinoflagelados en los sedimentos superficiales en alta mar en el oeste tropical de África (Bouimetarhan et al., 2009) generalmente están dominados por el fototrófico *Lingulodinium machaerophorum* (hasta un 90 %), con grandes cantidades de *Brigantedinium spp.* (45%), *Spiniferites spp.* (40%) y *Echinidinium spp.* (25%). Los resultados del análisis canónico por correspondencia indican cuatro grupos, de los cuales el grupo 2: Está representado por especies de dinoquistes que tienen su mayor abundancia relativa en los sitios del sur del área de estudio caracterizados por aguas cálidas. Este grupo incluye los fototróficos *Spiniferites spp.*, *Spiniferites ramosus*, *Spiniferites mirabilis* y *Spiniferites bentorii*,

así como *Tuberculodinium vancampoa*. De manera similar, los sedimentos superficiales del abanico de aguas profundas del Congo (Dale et al., 2002) contienen 26 taxones de quistes, de los cuales 19 son Gonyaulacoideos fotoautotróficos y solo 7 son protoperidinioideos heterótrofos. Además, *Operculodinium* y *Spiniferites* fueron los taxones más abundantes.

Además, varios conjuntos fósiles de quistes de dinoflagelados tropicales están dominados por taxones fotoautotróficos. Por ejemplo, los datos de 500 estudios globales (Boyd et al., 2018) identifican 58 especies de quistes de dinoflagelados del Neógeno con preferencias de temperatura conocidas, 46 de las cuales son especies de agua tibia y 12 de agua fría. Asimismo, varias publicaciones (Jarvis y Tocher, 1985; Helenes y Cabrera, 2003; Zegarra y Helenes, 2011; Duque-Herrera et al., 2018; Leandro et al., 2020; Cárdenas et al., 2020; Correa et al., 2021) informan acerca de 181 taxones de quistes de dinoflagelados, con 134 especies de Gonyaulacoideos, 46 de Peridinioideos y un Gimnodinioide en muestras del Neógeno, a lo largo de Pacífico Ecuatorial Oriental y la región del Caribe.

Los conjuntos del Campaniano al Maastrichtiano presentan una alta riqueza de especies (9 de 21 especies en la Fig. 10) y una abundancia de taxones del grupo *Spiniferites-Achomosphaera*, evidentes en los datos de Colombia (Yepes, 2001), lo que sugiere ambientes de depósito marinos someros con un alto influjo terrígeno. Los quistes modernos de *Spiniferites* son cosmopolitas y más abundantes en localidades cercanas a la costa y sedimentos estuarinos en todo el mundo (Pospelova et al., 2018) y dominan en las regiones influenciadas por el delta del Amazonas (Vink et al., 2000). Toda la base de datos tropical del Cretácico Tardío (262 especies) contiene solo un *Unipontidinium grande* (Davey, 1975), en una muestra del pozo P-1. Esta combinación de especies y la escasez de indicadores de aguas profundas sugiere que los ambientes marinos poco profundos dominaron las secuencias analizadas durante la deposición.

En los ecosistemas marinos modernos, la relación entre la composición del fitoplancton y las redes alimentarias se ha relacionado con la competencia por los nutrientes en un entorno cambiante (Margalef, 1978; Behrenfeld et al., 2021). En estos modelos, las diatomeas dominan durante las condiciones de surgencia activa, con altos niveles de nutrientes y turbulencia, cuando los dinoflagelados heterótrofos también son abundantes (Price y Pospelova 2011; de Vernal et al. 2020). Esta conexión revela la preferencia de los dinoflagelados heterótrofos por alimentarse de diatomeas (Jacobson y Anderson, 1986). Sin embargo, hace aproximadamente ~14 Ma, la cantidad de sílice disponible en los océanos aumentó debido a la erosión continental (Cermeño et al., 2016), y junto con los cambios climáticos globales (Lazarus et al., 2014; Renaudie 2016), originó una rápida diversificación de las diatomeas. Estas microalgas fototróficas se convirtieron en el fitoplancton dominante (Spencer-Cervato 1999; Falkowski et al., 2004)

donde hay niveles altos nutrientes y turbulencia. En contraste, los dinoflagelados vivos tienden a dominar en condiciones de estratificación de la columna de agua (Falkowski et al., 2004; Lázaro et al., 2014). Por lo tanto, la proliferación de taxones fotoautótrofos en el Cretácico Superior probablemente esté relacionada con la menor diversidad y abundancia de diatomeas en ese momento (Falkowski et al., 2004).

También abundan en este intervalo los Peridinoides tropicales del Conjunto Malloy (Lentin y Williams, 1980), representados principalmente por *Andalusiella*, *Cerodinium*, *Palaeocystodinium* e *Isabelidinium*. Su abundancia presumiblemente refleja el pastoreo de Gonyaulacoideos fotoautotróficos que proliferaron durante el Cretácico Superior, en ausencia de una paleoflora diversa y abundante de diatomeas.

Tabla 12. Géneros con más especies y probable estrategia trófica. Taxones incluidos en la literatura aquí analizada y afinidades taxonómicas a nivel de familia de los taxones tropicales del Cretácico Superior.

FAMILIA	# SPP	GÉNEROS	# SPP
Gonyaulacaceae	129	<i>Spiniferites-Achomosphaera</i>	11-8
		<i>Oligosphaeridium</i>	7
		<i>Florentinia</i>	6
		<i>Cordosphaeridium</i>	6
Areoligeraceae	29	<i>Cyclonephelium</i>	6
Ptychodiscaceae	12	<i>Dinogymnium</i>	10
Suma Foto-Autotróficos	170		
Protoperidiniaceae	82	<i>Cerodinium</i>	8
		<i>Andalusiella</i>	7
		<i>Isabelidinium</i>	7
		<i>Palaeocystodinium</i>	6
Ceratiaceae	10	<i>Odontochitina</i>	4
Suma Heterotróficos	92		
Total	262		

4.2 Edades de especies según el ROS en áreas tropicales

Los rangos estratigráficos de las especies de la ROS se comparan con reportes de otras localidades tropicales (Oboh-Ikuenobe et al., 1998; Masure et al., 1998; Tea-Yassi et al., 1999; Yepes, 2001; Atta-Peters y Salami, 2006; Sánchez-Pellicer et al., 2017; Guédé et al., 2018; Durugbo y Ogundipe, 2019) donde se

calibraron sus edades de forma independiente con nanofósiles calcáreos y foraminíferos planctónicos. Las 17 especies seleccionadas por RASC están presentes en al menos una publicación de la región del Atlántico central (Tabla 13), excepto *K? helbyi*. De las 4 especies incorporadas como UE (*C. chabaca*, *C. vannophorum*, *C. cooksoniae* y *P. securigerum*), *C. chabaca* y *P. securigerum* fueron reportadas solo en Venezuela. Los eventos de dinoflagelados, o últimas ocurrencias (LO) y primeras ocurrencias (“Last Occurrences”, o FO por sus siglas en inglés) de las especies índice compiladas a partir de las referencias tropicales se incluyen en la Figura 9.

Las siguientes especies están presentes en la mayoría de las referencias tropicales de la Tabla 3 del presente texto: *Palaeocystodinium australinum*, *Andalusiella polymorpha*, *Senegalinium bicavatum*, *Senegalinium obscurum*, *Cerodinium granulostriatum* y *Cerodinium boloniense*. Su presencia combinada indica una edad Maastrichtiense en Venezuela.

El LO global de *Circulodinium distinctum* está en el Maastrichtiano (Williams y Bujak, 1985; Williams et al., 1993). En el norte de Italia (Roncaglia y Corradini, 1997), el LO de esta especie se encuentra en estratos del Maastrichtiano tardío fechados con foraminíferos planctónicos (Zona *Abathomphalus mayaroensis*) y nanofósiles calcáreos (Zona *Tetralithus murus*). En Venezuela y Colombia, el LO de esta especie se encuentra comúnmente en los estratos del Campaniano. Sin embargo, en el pozo P5 (Helenes y Somoza, 1999), *C. distinctum* se asocia con el Maastrichtiano de *Dinogymnium nelsonense*. Se coincide con la interpretación de reelaboración de los escasos especímenes de *C. distinctum* del pozo S3 presentado por Helenes y Somoza (1999), donde encontraron a *C. distinctum* junto con la espora del Cretácico Tardío *Bahiaporites reticularis* y el dinoflagelado del Paleógeno *Nematosphaeropsis reticulensis*. Los ambientes deposicionales marinos someros representados por las formaciones San Juan y Burguita podrían explicar la ausencia de esta especie en el Maastrichtiano de Venezuela.

Registros de *Dinogymnium acuminatum* en nuestra base de datos (Fig. 9), en antecedentes correlacionados latitudinalmente (Atta-Peters y Salami, 2006; Tea-Yassi et al., 1999; Yepes, 2001) y en informes mundiales (Williams y Bujak, 1985; Arai, 1994; Williams et al., 2004; Tahoun y Led, 2018) indican que esta especie LO se encuentra en el Maastrichtiano tardío.

Los conjuntos tropicales del Maastrichtiano temprano incluyen el LO de *Hystrichodinium pulchrum*, *Odontochitina operculata*, *Coronifera oceanica* y *Palaeohystrichophora infusorioides*. En Venezuela, *H. pulchrum* tiene un LO en el Santoniano, pero una SD alta (Fig. 6) indica una posición tentativa en la secuencia óptima. Se ha reportado en estratos del Campaniano (Masure et al., 1998) y del Maastrichtiano

temprano (Oboh - Ikuenobe et al., 1998) en el Golfo de Guinea. *O. operculata* y *C. oceanica* muestran SD alta, por lo que su posición final en la secuencia podría ajustarse. Se considera que el LO de estas dos especies es en el Maastrichtiano temprano. El LO de *O. operculata* comúnmente se ha ubicado al final del Campaniano (Williams y Bujak, 1985; Tea-Yassi et al., 1999; Yepes, 2001), pero en Venezuela, *O. operculata* alcanza el Maastrichtiano (Fig. 6). Además, el LO de *C. oceanica* se ha reportado en el Campaniano (Williams y Bujak, 1985), pero más comúnmente en el Maastrichtiano temprano (Fasola y Paredes de Ramos, 1991; Williams et al., 1993), e incluso en la primera parte del Maastrichtiano tardío (Stover et al., 1996). En el pozo T2 de la cuenca Barinas-Apure, *C. oceanica* alcanza el Maastrichtiano temprano con la espora *Foveotriletes margaritae* del Maastrichtiano-Paleoceno (Helenes et al., 1998). Finalmente, el LO de *P. infusorioides* se reporta justo por encima del límite Campaniano-Maastrichtiano en localidades tropicales fuera de Venezuela (Williams y Bujak, 1985; Masure et al., 1998; Yepes, 2001).

El LO de *Trichodinium castanea* y *Kallosphaeridium? helbyi* están en el Campaniano tardío. El LO de *T. castanea* se encuentra en el Campaniano de Venezuela, Colombia (Yepes, 2001), Marruecos (Jbari et al., 2020) e incluso a nivel mundial (Williams y Bujak, 1985). Sin embargo, se ha encontrado en estratos del Maastrichtiano inferior del golfo de Guinea (Atta-Peters y Salami, 2006) y en latitudes medias del hemisferio norte (Williams et al., 2004), donde probablemente esté retrabajado. El LO de *K? helbyi* no tiene registros comparativos en sitios tropicales fuera de Venezuela, donde su LO se reporta comúnmente en el Campaniano, aunque alcanza el Maastrichtiano en el pozo T1 (Helenes et al., 1998), donde se interpreta como retrabajo. Sin embargo, *K? helbyi* se considera un sinónimo senior de *Canningia minor* (Cookson y Hughes, 1964) según Williams et al. (2017). Como *C. minor* su LO ha sido reportado en el Campaniano en varias localidades del hemisferio norte (Ioannides, 1986; Harker et al., 1990; Kirsch, 1991). Hay algunos informes de *C. minor* en estratos más jóvenes, como el Maastrichtiano temprano en el sur del Océano Índico (Mao y Mohr, 1992), e incluso del Oligoceno en Bélgica (Dörhöfer y Davies, 1980). Sin embargo, estas ocurrencias más jóvenes probablemente representan material retrabajado, y en este estudio, *K? helbyi* se considera una especie fronteriza entre el Campaniano y el Maastrichtiano, muy probablemente de finales del Campaniano.

Dos especies tienen su LO en el Santonio, *Canningia senonica* y *Subtilisphaera pirnaensis*. *C. senonica* ha sido reportada desde el Cenomaniano hasta el Santoniano en Venezuela (este estudio) y globalmente (Williams y Bujak, 1985), en el Santoniano de Colombia (Yepes, 2001) y en el Golfo de Guinea (Oboh-Ikuenobe et al., 1998). En Brasil, el género *Canningia* tiene su LO en el Turoniano (Arai, 1994). En cuanto a *S. pirnaensis*, su LO se encuentra en Santoniano de Venezuela, aunque se ha reportado desde estratos Cenomaniano-Turoniano en Nigeria (Durugbo y Ogundipe, 2019).

Cyclonephelium vannophorum va del Cenomaniano al Santoniano en Venezuela y al Coniaciense en el Golfo de Guinea (Oboh-Ikuenobe et al., 1998; Sánchez-Pellicer et al., 2017). El LO Cenomaniano de esta especie en la costa de Ghana (Atta-Peters y Salami, 2006) es incompleto ya que se basa en un registro discontinuo del Cretácico Superior, con una sección inferior (¿Aptiano? a Cenomaniano) en el pozo Tano 1-1, y una sección superior (Campaniano a Maastrichtiano) en el pozo 1S-3AX.

Dos especies tienen su LO en el Cenomaniano, *Cyclonephelium chabaca* y *Cribroperidinium cooksoniae*. *C. chabaca* va desde el Aptiano hasta el Cenomaniano, y apareció en el Cenomaniano inferior de Venezuela y como una identificación cuestionable en el Turoniano Superior de Nigeria (Durugbo y Ogundipe, 2019). Se ha informado de *C. chabaca* desde el Aptiano hasta el Cenomaniano en la costa de Marruecos (Below, 1981; 1982) y en los estratos del Coniaciano de Bélgica (Louwye, 1993). El rango global de *C. cooksoniae* incluye Aptiano (Below, 1982) a Maastrichtiano (Schrack, 1987) en el norte de África. Sin embargo, esta especie solamente se encuentra en estratos del Cenomaniano de Venezuela y el Golfo de Guinea (Masure et al., 1998).

Pseudoceratium securigerum varía desde el Aptiano hasta el Albiano. Esta especie se encuentra en nuestra base de datos en estratos del Albiano tardío en los pozos B1 y P1. Se ha informado de los estratos del Albiano en América del Norte (Bint, 1986), Europa (Berthou y Leereveld, 1990; Heilman-Clausen y Thomsen, 1995) y el Atlántico ecuatorial (Krauspenhar et al., 2014). En Venezuela, una edad del Albiano para el LO de *P. securigerum* está respaldada por la presencia simultánea de los foraminíferos planctónicos *Ticinella primula*, *Ticinella raynaudi* y *Ticinella madecassiana* (Paredes et al., 1994). Se ha informado de estratos del Cenomaniano temprano en el pozo T1 de Venezuela, lo que se interpreta como retrabajo.

La alta SD de *Exochosphaeridium bifidum* (Fig. 6) la hace poco fiable y se elimina en esta secuencia. Su rango global desde el Berriasiano hasta el Maastrichtiano temprano (Williams y Bujak, 1985), junto con informes de los estratos del Daniano y del Eoceno medio de localidades tropicales (Masure et al., 1998; Bié et al., 2012) respaldan esta afirmación.

Tabla 13. Reportes de ROS-Spp en localidades tropicales del Cretácico Superior. Lista de especies utilizadas en la secuencia final y encontradas en la literatura. Las referencias y detalles sobre esta tabla se encuentran en el Anexo A-11.

Especies	Reportes
<i>Odontochitina operculata</i> LO	7
<i>Palaeocystodinium australinum</i> LO	6
<i>Dinogymnium acuminatum</i> LO	6
<i>Trichodinium castanea</i> LO	6
<i>Circulodinium distinctum</i> LO	5
<i>Palaeohystrichophora infusorioides</i> LO	5
<i>Andalusiella polymorpha</i> LO	4
<i>Cerodinium granulostriatum</i> LO	4
<i>Coronifera oceanica</i> LO	4
<i>Hystrichodinium pulchrum</i> LO	4
<i>Cerodinium boloniense</i> LO	3
<i>Senegalinium bicavatum</i> LO	2
<i>Senegalinium obscurum</i> LO	2
<i>Exochosphaeridium bifidum</i> LO	2
<i>Canningia senonica</i> LO	2
<i>Subtilisphaera pirnaensis</i> LO	2
<i>Kallosphaeridium? Helbyi</i> LO	1

Figura 9. Eventos (LO y FO) de quistes de dinoflagelados del Cretácico Superior reportados comúnmente en lugares tropicales. Referencias incluidas: D&O (19) = Durugbo y Ogundipe (2019; Nigeria), T-Y (99) = Tea-Yassi et al. (1999; Golfo de Guinea); Obo (98) = Oboh-Ikuenobe et al. (1998, Golfo de Guinea); Mas (98) = Masure et al. (1998, Golfo de Guinea); S-P (17) = Sánchez-Pellicer et al., (2017, Golfo de Guinea); Gué (18) = Guédé et al. (2018; Golfo de Guinea); A-P&S(06) = Atta-Peters y Salami (2006, Golfo de Guinea); Yep (01) = Yepes (2001; Colombia y Venezuela); (**) = Helenes et al (1998) y Helenes y Somoza (1999; Venezuela). Las especies se indican como: *D cali* = *Danea californica*, *C corn* = *Carpatella cornuta*, *P aust* = *Palaeocystodinium australinum*, *S bica* = *Senegalinium bicavatum*, *S obsc* = *Senegalinium obscurum*, *C gran* = *Cerodinium granulostriatum*, *C bolo* = *Cerodinium boloniense*, *C dist* = *Circulodinium distinctum*, *D acum* = *Dinogymnium acuminatum*, *H pulc* = *Hystrichodinium pulchrum*, *O oper* = *Odontochitina operculata*, *Odon sp* = *Odontochitina sp.*, *C ocea* = *Coronifera oceanica*, *P infu* = *Palaeohystrichophora infusorioides*, *T cast* = *Trichodinium castanea*, *K? helb* = *Kallosphaeridium? helbyi*, *C seno* = *Canningia senonica*, *S pirn* = *Subtilisphaera pirnaensis*, *C vann* = *Cyclonephelium vannophorum*, *C chab* = *Cyclonephelium chabaca*, *C cook* = *Cribroperidinium cooksoniae* y *P secu* = *Pseudoceratium securigerum*. Edades numéricas de Cohen., et al (2013; actualizado). Las especies de Venezuela señaladas con un asterisco (*) indican un LO más bajo que los otros sitios tropicales mencionados aquí. P. secu^ indica una aparición retrabajada en los datos venezolanos.

4.3 Secuencia final de bioeventos de dinoflagelados en áreas tropicales

Después de considerar los datos tropicales mencionados, se propone una secuencia final de bioeventos (Fig. 10). Además de las especies presentadas en el ROS y los UE, se incorporan *Danea californica* (Drugg, 1967) y *Carpatella cornuta* (Grigorovich, 1969), para identificar el límite Cretácico/Paleógeno. En la base de datos de Venezuela, las secuencias del Cretácico Superior generalmente subyacen discordantemente a estratos del Eoceno medio en la Cuenca Barinas-Apure (Helenes et al., 1998) o estratos del Paleoceno-Eoceno Neógeno en la Cuenca Oriental (Helenes y Somoza, 1999). El único pozo donde se reconoció un límite Cret/Pal claro es en el pozo S3, donde se describieron *Nematosphaeropsis reticulensis* (Pastiels, 1948) y *Phelodinium magnificum* (Stanley, 1965) junto con los foraminíferos planctónicos del Paleoceno tardío *Morozovella velascoensis* y *Morozovella aequa* (Paredes et al., 1994) que se han descrito desde los estratos del Selandiano hasta el Ypresiano (Olsson et al., 1999). Además del reporte del Paleoceno de Venezuela, *N. reticulensis* ha sido reportada en estratos del Paleoceno en Bélgica (Vlerick, 1987) y Francia (Cavagnetto y Guerrero, 1999). *P. magnificum* se ha descrito globalmente desde estratos del Campaniano al Eoceno. Sin embargo, en la costa atlántica y del golfo de EE. UU., esta especie ha sido descrita en estratos del Maastrichtiano al Daniano (Firth, 1987; Landman et al., 2004). También se ha reportado en el Daniano de Senegal (Jan du Chêne, 1987) y Nigeria (Oloto, 1990).

En las localidades tropicales fuera de Venezuela, se han descrito *D. californica* y *C. cornuta* en estratos del Paleoceno Inferior en Colombia (Yepes, 2001) y en el Golfo de Guinea (Masure et al., 1998; Sanchez-Pellicer et al., 2017; Guédé et al., 2018). Además, en la región mediterránea, estas especies han sido reportadas en estratos Danianos (Brinkhuis et al., 1998; Slimani et al., 2016; Jbari et al., 2020). Entonces,

su presencia concurrente con cualquiera de *P. australinum*, *A. polymorpha*, *S. bicavatum* y *S. obscurum* indican una edad Paleoceno temprano.

El LO de las especies *C. granulostriatum*, *C. boloniense*, *C. distinctum* y *D. acuminatum* indica un Maastrichtiano tardío, mientras que el LO de *H. pulchrum*, *O. operculata*, *C. oceanica* y *P. infusorioides* indican un Maastrichtiano temprano.

El LO de *T. castanea* y *K? helbyi* indica el Campaniano tardío. El Campaniano medio podría interpretarse por la presencia de *A. polymorpha* o *C. granulostriatum* sin *S. obscurum*. El Campaniano temprano podría estar definido por *S. bicavatum* y *C. boloniense* sin ningún marcador Santoniano más antiguo.

El Santoniano está definido por el LO de *C. senonica*, *S. pirnaensis* o *C. vannophorum*, sin *C. distinctum*, *S. bicavatum* o *S. obscurum*, cuyos FO están en el Campaniano temprano. Del mismo modo, el Turoniano temprano podría interpretarse por la presencia de *H. pulchrum*, *O. operculata*, *C. oceanica*, *P. infusorioides*, *T. castanea*, *K? Helbyi*, *C. senonica*, *S. pirnaensis* o *C. vannophorum* en ausencia de *D. acuminatum* cuyo FO se encuentra en el Turoniano medio.

El Cenomaniano se caracteriza por el LO de *C. chabaca* o *C. cooksoniae*, y finalmente, el Albiano es reconocido por *P. securigerum*.

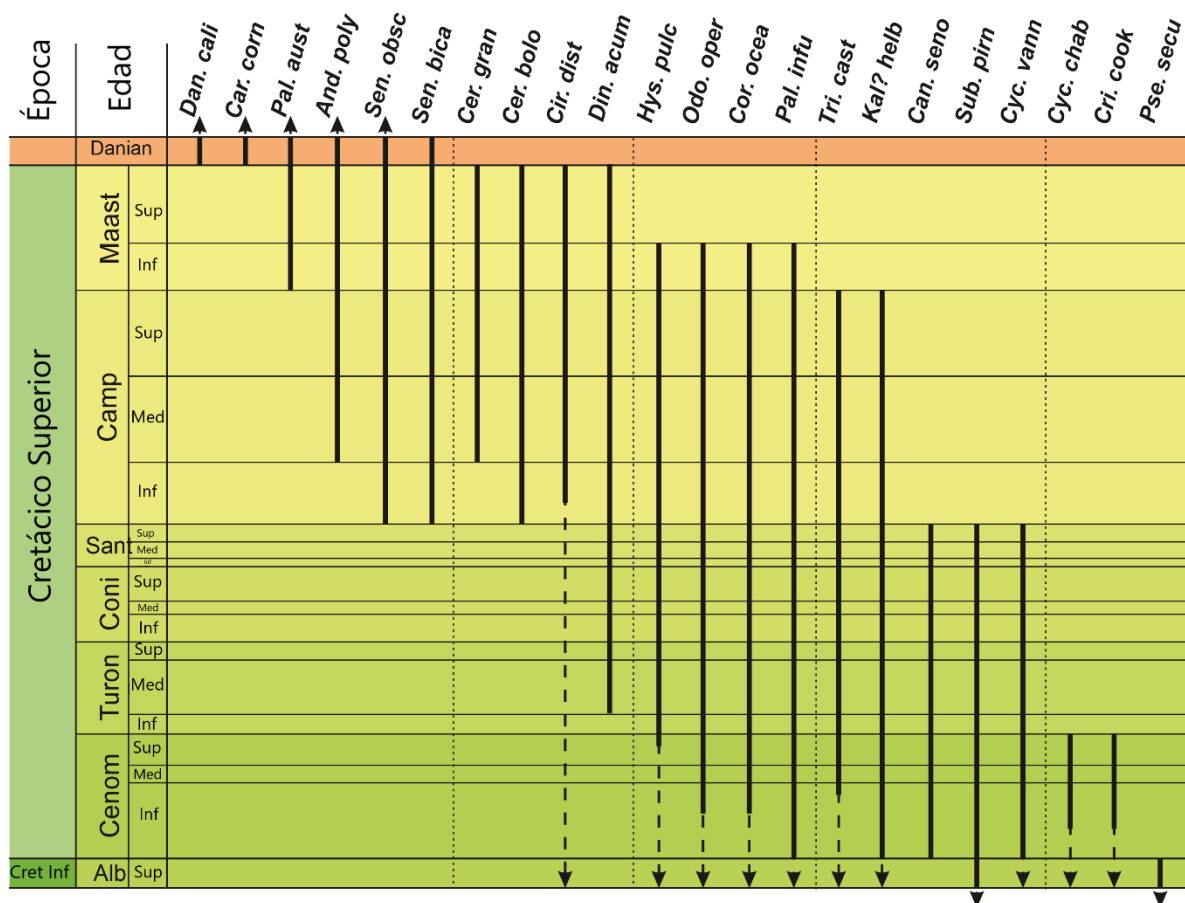


Figura 10. Secuencia final de bioeventos de dinoflagelados tropicales del Cretácico Superior. Las líneas continuas gruesas indican toda la distribución tropical de la especie. Las líneas discontinuas delgadas con punta de flecha indican que el rango se extiende más allá de los límites de la figura. Las edades numéricas se pueden encontrar en Cohen., et al (2013; actualizado). Las especies se indican como *Pse. secu* = *Pseudoceratium securigerum*, *Cri. cocinero* = *Cribopteridinium cooksoniae*, *Cyc. chab* = *Cyclonephelium chabaca*, *Cyc. vann* = *Cyclonephelium vannophorum*, *Sub. pirn* = *Subtilisphaera pirnaensis*, *Can. seno* = *Canningia senonica*, *Kal? helb* = *Kallosphaeridium? Helbyi*, *Tri. yeso* = *Trichodinium castanea*, *Pal. infu* = *Palaeohystrichophora infusorioides*, *Cor. ocea* = *Coronifera oceanica*, *Odo. oper* = *Odontochitina operculata*, *Hyst. pulc* = *Hystrichodinium pulchrum*, *Din. acum* = *Dinogymnium acuminatum*, *Cir. dist* = *Circulodinium distinctum*, *Cer. bolo* = *Cerodinium boloniense*, *Cer. gran* = *Cerodinium granulostriatum*, *Sen. bica* = *Senegalinium bicavatum*, *Sen. obsc* = *Senegalinium obscurum*, *Pal. aust* = *Palaeocystodinium australinum*, *Car. maíz* = *Carpatella cornuta*, *Dan. cali* = *Danea californica*

4.4 Comparación de bioeventos tropicales con las cuencas de México

Como se mencionó anteriormente, en el presente trabajo los datos pertenecientes a las cuencas Vizcaíno y Purísima de la costa occidental de la península de Baja California, son incluidas dentro de una provincia subtropical del hemisferio norte (20° - 40° Lat N). También se mencionó que dichas cuencas, a diferencia del régimen tectónico imperante en Venezuela durante el Cretácico Superior, estuvieron bajo un régimen tectónicamente activo durante ese intervalo. Estas dos consideraciones, son la causa por la cual no se llevó

a cabo un análisis en conjunto mediante RASC con los datos de Venezuela y México. Como consecuencia, tampoco se realizó una comparación bibliográfica de los bioeventos arrojados por RASC para las cuencas de México, con otros reportes en áreas subtropicales del hemisferio norte.

El ROS obtenido mediante RASC para las cuencas de México (Fig. 8), permite reconocer cuando menos dos límites, estos estarían representados por *D. californica* marcando posiblemente la base del Paleoceno inferior, el tope del Maastrichtiano superior – Paleoceno inferior marcado por la LO de *D. acuminatum*. El límite Maastrichtiano inferior-superior mediante el reconocimiento de las últimas ocurrencias de *C. oceanica*, *O. operculata* y *P. infusorioides*, y el Maastrichtiano inferior-Campaniano superior por el reconocimiento la LO de *T. castanea*.

De nueva cuenta, *O. complex* es poco confiable por su rango tan largo y en este caso, *Tanyosphaeridium variecalamum* tampoco es confiable por ser muy común durante todo el Cretácico.

La secuencia de las cuencas de la península de Baja California evidencia una respuesta casi exclusiva de especies marcadoras de la parte final del Cretácico Superior en función de sus LO (Campaniano-Maastrichtiano). La abundancia relacionada con este comportamiento, aunque en menor medida, también es observada en las cuencas de Venezuela. Probablemente las condiciones de proliferación de dinoflagelados a inicios del Cretácico Superior, hayan sido menos favorables con respecto a la parte alta del Cretácico Superior. También es probable que las condiciones pos-depositacionales no hayan sido las más idóneas para la preservación. Es probable que altas tasas de sedimentación combinadas con dilución de la materia orgánica, oxidación de la materia orgánica, meteorización y maduración térmica de la materia orgánica expliquen las pocas abundancias en regiones tropicales de parte del Cretácico Superior que aquí se menciona (Radmacher et al., 2021). Esta observación es posible cuantificarla, de 21 especies de la secuencia final propuesta para regiones tropicales, basada en la información de las cuencas de Venezuela, 9 de ellas (Fig. 10, de *Dan. Cali* a *Cir. dist*) sirven como biomarcadoras del Campaniano - Maastrichtiano a través del registro de sus últimas ocurrencias (LO), esto representa el 43 % de las especies, mientras que solo 6 especies (Fig. 10 de *Sub. pirn* a *Pse. secu*) tienen este papel con el Cenomaniano - Santoniano, correspondiente a solo un 28 % de las especies.

Son 8 especies (*C. distinctum*, *O. operculata*, *C. oceánica*, *D. acuminatum*, *C. boloniense*, *C. granulostriatum*, *P. infusorioides* y *T. castanea*) comunes en ambas provincias (Tropic-Subtr), lo cual representa el 22 % de las especies incluidas en los análisis. Sumando tanto las seleccionadas por RASC con los criterios de ejecución, como los UE añadidos por las razones que antes fueron explicadas, por su

importancia como biomarcadores. Es evidente que RASC ordena a las especies interpretadas como posibles marcadoras de la parte alta del Cretácico Superior de forma similar en ambas cuencas, indicando que los cambios en las evidencias taxonómicas están por encima del nivel de certidumbre que RASC brinda en su análisis.

Capítulo 5. Conclusiones

Se estableció una secuencia estratigráfica estadísticamente validada con 22 especies de quistes de dinoflagelados en secuencias tropicales del Cretácico Superior. La secuencia tropical propuesta de bioeventos permite el reconocimiento de la mayoría de las etapas en los estratos tropicales del Cretácico Superior. Los resultados de la bioestratigrafía cuantitativa RASC muestran una secuencia óptima con un 95% de probabilidad de ocurrencia, lo que se traduce en resultados confiables con un grado de certeza cuantificable.

Se identificaron estadísticamente las posiciones estratigráficas de 20 especies de quistes de dinoflagelados en secciones del Cretácico Superior de Venezuela. Además se compararon y calibraron sus rangos con información publicada de diez localidades tropicales del Cretácico Superior del norte de Sudamérica y el Golfo de Guinea. La base de datos de dinoflagelados tropicales del Cretácico Superior incluye 262 especies, con 73 especies reportadas en ambas regiones.

La base de datos de quistes de dinoflagelados tropicales del Cretácico Superior incluye más especies presumiblemente fotoautótrofas (170) que heterótrofas (92). La diversidad y abundancia de la flora fotoautótrofa sugiere que fueron los productores primarios dominantes en los trópicos durante el Cretácico Superior.

La alta diversidad y abundancia de especies del grupo *Spiniferites-Achomosphaera* y la escasez de *Impagidinium* indican ambientes marinos poco profundos para la mayoría de las localidades tropicales del Cretácico Superior incluidas en la base de datos.

En cuencas subtropicales del hemisferio norte (Baja California, México), el análisis crono y bioestratigráfico es coincidente con el de las cuencas tropicales, al menos en la parte alta del Cretácico Superior (Campaniano-Maastrichtiano).

Literatura citada

- Agterberg, F.P., and Gradstein, F.M. 1999. The RASC method for ranking and scaling of biostratigraphic events. *Earth-Science Reviews* 46, 1–25
- Agterberg, F. P., Gradstein, F. M., Cheng, Q., and Liu, G. 2013. The RASC y CASC programs for ranking, scaling y correlation of biostratigraphic events. *Computers y geosciences*, 54, 279-292
- Al-Ameri, T. K., Al-Najar, T. K., and Batten, D. J. 2001. Palynostratigraphy y palynofacies indications of depositional environments y source potential for hydrocarbons: the mid Cretaceous Nahr Umr y lower Maaddud formations, Iraq. *Cretaceous Research*, 22(6), 735-742
- Arai, M., Dias-Brito, D., Ponte, F., De Castro, J., Perinotto, J. A., and Bertini, R. J. 1994. Dinoflagelados do Cretaceo Superior (Turoniano–Maastrichtiano) da Bacia de Campos, Plataforma continental do sudeste brasileiro. *Simpósio sobre o Cretáceo do Brasil*, 3(1994), 59-61
- Arai, M., Neto, J. B., Lana, C. C., and Pedrão, E. 2000. Cretaceous dinoflagellate provincialism in Brazilian marginal basins. *Cretaceous research*, 21(2-3), 351-366
- Arai, M., and Lana, C. C. 2004. Retrospective of fossil dinoflagellate studies in Brazil: their relationship with the evolution of petroleum exploration in the Cretaceous of continental margin basins; Histórico do estudo de dinoflagelados fósseis no Brasil: sua relação com a evolução da exploração petrolífera no Cretáceo das bacias da margem continental. *Boletim de Geociências da Petrobras*, 12
- Arango-Galván, C., Prol-Ledesma, R. M., and Torres-Vera, M. A. 2015. Geothermal prospects in the Baja California peninsula. *Geothermics*, 55, 39-57.
- Atta-Peters, D., and Salami, M. B. 2006. Aptian–Maastrichtian palynomorphs from the offshore Tano Basin, western Ghana. *Journal of African Earth Sciences*, 46(4), 379-394
- Aurisano, R. W. 1989. Upper Cretaceous dinoflagellate biostratigraphy of the subsurface Atlantic coastal plain of New Jersey y Delaware, USA. *Palynology*, 13(1), 143-179
- Behrenfeld, M.J., Boss, E.S., Halsey, K.H. 2021. Phytoplankton community structuring and succession in a competition-neutral resource landscape. *ISME Commun.* 1 (1), 1–8.
- Below, R. 1981. Dinoflagellaten-Zysten aus dem oberen Hauterive bis unteren Cenoman Süd-West-Marokkos. *Palaeontogr. Abt. B Palaeophytol.* 176(1-4), 1-145

- Below, R. 1982. Dinoflagellate cysts from Valanginian to Lower Hauterivian sections near Ait Hamouch, Morocco. *Revista Española de Micropaleontología*, 14, 23-52
- Berthou, P. Y., and Leereveld, H. 1990. Stratigraphic implications of palynological studies on Berriasian to Albian deposits from western y southern Portugal. *Review of Palaeobotany y Palynology*, 66(3-4), 313-344
- Bié, G. R., Digbehi, Z. B., Yao, K. R., Tea-Yassi, J., Kangah, K. D., and Tahi, I. 2012. Stratigraphie Palynologique du Maastrichtien Supérieur-Eocène Supérieur du Bassin Sédimentaire Offshore de Côte d'Ivoire, Afrique de l'Ouest. *International Journal of African Studies*, 6, 40-57
- Bint, A.N. 1986. Fossil Ceratiaceae: a restudy y new taxa from the mid-Cretaceous of the Western Interior, U.S.A. *Palynology*, v.10, p.135-180, pl.1-9
- Bouimetarhan, I., Marret, F., Dupont, L., and Zonneveld, K. 2009. Dinoflagellate cyst distribution in marine surface sediments off West Africa (17–6°N) in relation to sea-surface conditions, freshwater input y seasonal coastal upwelling. *Marine Micropaleontology*, 71(3-4), 113–130.
- Boyd, J., Riding, J., Pound, Ma., De Schepper, S., Ivanovic, R., Haywood, A., and Wood, S. 2018. The relationship between Neogene dinoflagellate cysts y global climate dynamics. *Earth Sci. Rev.* 177, 366–385 (ISSN 0012-8252).
- Brinkhuis, H., Bujak, J. P., Smit, J., Versteegh, G. J. M., and Visscher, H. 1998. Dinoflagellate based sea surface temperature reconstructions across the Cretaceous–Tertiary boundary. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 141(1-2), 67-83
- Burger, D. 1982. A basal Cretaceous dinoflagellate suite from northeastern Australia. *Palynology*, 6(1), 161-192
- Busby, C. J., D. P. Smith, W. R. Morris, and B. Fackler-Adams. 1998. Evolutionary model for convergent margins facing large ocean basins: Mesozoic Baja California (Mexico): *Geology*, v. 26, no. 3, p. 227–230.
- Campa, M.F., Coney, P.J. 1983. Tectono-stratigraphic terranes and mineral resource distributions in Mexico. *Can. J. Earth Sci.* 20, 1040–1051.
- Cárdenas, D., Jaramillo, C., Oboh-Ikuenobe, F. 2020. Early Miocene marine palynology of the Colombian Caribbean Margin: biostratigraphic and paleoceanographic implications. *Palaeogeogr. Palaeoclimatol. Palaeoecol.* 558, 109955.

- Cavagnetto, C., and Guerrero, N. 1999. Pollen y dinoflagellates from the Early Paleogene turbidite of Bearn. Comparison with the platform assemblages of the Pyrenean Foothills. *Géologie de la France*. 17-35
- Cavazos-Prado, S. 1976. Cronoestratigrafía y paleobatimetría de las cuencas Sebastián Vizcaino y Púrisima-Iray, en III simposio de geología del subsuelo zonas noreste: Reynosa, Tamaulipas, Mexico, Petróleos Mexicanos, Superintendencia General de Exploración, p. 50–60.
- Centeno-García, E., C. Busby, M. Busby, and G. Gehrels. 2011. Evolution of the Guerrero composite terrane along the Mexican margin, from extensional fringing arc to contractional continental arc: *Geological Society of America Bulletin*, v. 123, no. 9–10.
- Cermeño, P., Chouciño, P., Fernández-Castro, B., Figueiras, F.G., Marañón, E., Marrasé, C. 2016. Marine primary productivity is driven by a selection effect. *Front. Mar. Sci.* 3, 173.
- Chakir, S., Slimani, H., Hssaida, T., Kocsis, L., Gheerbrant, E., Bardet, N., ... and Jbari, H. 2020. Dinoflagellate cyst evidence for the age, palaeoenvironment y paleoclimate of a new Cretaceous–Paleogene (K/Pg) boundary section at the Bou Angueur syncline, Middle Atlas, Morocco. *Cretaceous Research*, 106, 104219.
- Cohen, K.M., Finney, S.C., Gibbard, P.L. and Fan, J.-X. 2013; updated. The ICS International Chronostratigraphic Chart. *Episodes* 36: 199-204
- Cookson, I. C., and Hughes, N. F. 1964. Microplankton from the Cambridge Greensand (mid-Cretaceous). *Palaeontological Association*.
- Correa, E., Helenes, J., and Pardo-Trujillo, A. 2021. Middle Miocene dinoflagellate cyst assemblages y changes in marine productivity in western Colombia. *Marine Micropaleontology*, 167, 102024.
- Dale, B., Dale, A. L., and Jansen, J. H. F. 2002. Dinoflagellate cysts as environmental indicators in surface sediments from the Congo deep-sea fan y adjacent regions. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 185(3-4), 309–338.
- Davey, R.J. 1975. A dinoflagellate cyst assemblage from the Late Cretaceous of Ghana. In: *Proceedings of the 5th West African Colloquium on Micropaleontology, Series, vol. 7 no.5, p.150-173, pl.1-3.*
- de Vernal, A., Radi, T., Zaragosi, S., Van Nieuwenhove, N., Rochon, A., Allan, E. 2020. Distribution of common modern dinoflagellate cyst taxa in surface sediments of the Northern Hemisphere in relation to environmental parameters: the new n= 1968 database. *Mar. Micropaleontol.* 159, 101796.

- Dörhöfer, G., and Davies, E. H. 1980. Evolution of archeopyle y tabulation in rhaetogonyaulacinean dinoflagellate cysts. Toronto: Miscellaneous Publication, Royal Ontario Museum. Life Sciences Division, 91.
- Drugg, W. S. 1967. Palynology of the Upper Moreno Formation (Late Cretaceous-Paleocene), Escarpado Canyon, California. The Claremont Graduate University.
- Durugbo, E. U., and Ogundipe, O. T. 2019. Palynostratigraphy, palaeoenvironments y kerogen assessment of Mid-Cretaceous Ezeaku Shales succession from River Obey in Umudi Lokpanta, Abia State, Southeastern Nigeria.
- Duque-Herrera, A.F., Helenes, J., Pardo-Trujillo, A., Flores-Villarejo, J.A., Sierro-Sánchez, F.J. 2018. Miocene biostratigraphy and paleoecology from dinoflagellates, benthic foraminifera and calcareous nanofossils on the Colombian Pacific coast. *Mar. Micropaleontol.* 141, 42–54.
- El Beialy, S. Y. 1995. Campanian-Maastrichtian palynomorphs from the Duwi (Phosphate) Formation of the Hamrawein y Umm El Hueitat mines, Red Sea Coast, Egypt. *Review of Palaeobotany y Palynology*, 85(3-4), 303-317
- Falkowski, P.G., Katz, M.E., Knoll, A.H., Quigg, A., Raven, J.A., Schofield, O., and Taylor, F.J. 2004. The evolution of modern eukaryotic phytoplankton. *Science (New York, N.Y.)*. 305(5682):354–360
- Fasola, A. y Paredes-de-Ramos, I. 1991. Late Cretaceous palynological assemblages from El Furrial area wells. *Revista Tecnica de INTEVEP* 11 (1), 3-13
- Firth, J.V. 1987. Dinoflagellate biostratigraphy of the Maastrichtian to Danian interval in the US Geological Survey, Albany core, Georgia, USA. *Palynology*. 11, 199-216
- González de Juana, C., y Iturralde, J. M. J. y Picard, X. 1980. Geología de Venezuela y de sus cuencas petrolíferas. Ediciones FONINVES, Caracas, 1, 407
- Gradstein, F.M. and Agterberg, F.P. 1982. Models of Cenozoic Foraminiferal Stratigraphy- Northwestern Atlantic Margin. In: Cubitt, J. y Reyment, R., Eds. *Quantitative Stratigraphic Correlation*, 119-174. Wiley andamp; Sons, Publ.
- Gradstein, F.M., Agterberg, F.P., Brower, J.C., and Schwarzacher, W. 1985. *Quantitative Stratigraphy*. Dordrecht, Unesco y Reidel Publications.
- Gradstein, F.M. and Bäckström, S. 1996. Cainozoic biostratigraphy y palaeobathymetry, northern North Sea y Haltenbanken. *Norsk Geol. Tidsskrift* 76, 3-32

- Gradstein, F.M., Kaminski, M.A., and Agterberg, F.P. 1999. Biostratigraphy y paleoceanography of the Cretaceous seaway between Norway y Greenland. *Earth Science Reviews* 46, 27-98
- Grigorovich, A. S. 1969. Novyi rod *Carpatella* (Dinoflagellata) iz datpaleotsenovykh otlozhenni Karpat. *Paleontologicheskii Sbornik*, 6, 74-76
- Guédé, K. É., Slimani, H., Chekar, M., M'Hamdi, A., Mouah, R., and Digbehi, B. Z. 2018. Late Cretaceous to Early Eocene dinoflagellate cysts from the "12 frères" borehole, Fresco, southwestern Côte d'Ivoire: biostratigraphy y paleobiogeographic implication. *Journal of African Earth Sciences*, 150, 744-756
- Hackley, P.C., Urbani, F., Karlsen, and A.W., Garrity, C.P. 2006. Mapa Geológico de Venezuela a Escala 1:750,000: U.S. Geological Survey Open-File Report 2006-1109. U.S. Geological Survey.
- Harker, S.D., Caldwell, W.E. 1990. Late Cretaceous (Campanian) organic-walled microplankton from the interior plains of Canada, Wyoming and Texas: biostratigraphy, palaeontology and palaeoenvironmental interpretation. *Palaeontogr. Abt. B Palaeophytol.* 219, 1–243.
- Harris, A. J., and Tocher, B. A. 2003. Palaeoenvironmental analysis of Late Cretaceous dinoflagellate cyst assemblages using high-resolution sample correlation from the Western Interior Basin, USA. *Marine Micropaleontology*, 48(1-2), 127-148
- Heilmann-Clausen, C., and Thomsen, E. 1995. Barremian-Aptian dinoflagellates y calcareous nannofossils in the Ahlum 1 Borehole y the Otto Gott Clay pit, Sarstedt, Lower Saxony Basin, Germany. *Geologisches Jahrbuch, Reihe A*, v.141, p.257-365, pl.1-20
- Helby, R., Morgan, R., and Partridge, A. D. 1987. A palynological zonation of the Australian Mesozoic. *Memoir of the Association of Australasian Palaeontologists*, 4, 1-94
- Helenes, J. 1984. Dinoflagellates from Cretaceous to Early Tertiary rocks of the Sebastian Vizcaino Basin, Baja California, Mexico. In Frizzell, Virail A. Jr., ed., 1984, *Geology of the Baja California Peninsula: Pacific section S.E.P.M.*, Vol.39, p. 89-106
- Helenes, J., Somoza, D., and Vasquez, J. 1991. Upper Cretaceous dinoflagellates, paleoenvironments y stratigraphic sequences of Eastern Venezuela. In 24 th Annual Meeting, American Association of Stratigraphic Palynologists, San Diego, California (Vol. 221).
- Helenes-Escamilla, J., de-Guerra, C., y Vasquez, J. 1994. Estratigrafía por secuencias del Cretácico Superior en el subsuelo del area de Barinas. *Memorias del V Simposio Bolivariano de Exploración Petrolera en cuencas Subandinas*, pp. 29-39 (Sociedad Venezolana de Geólogos, Caracas).

- Helenes, J., De Guerra, C., and Vasquez, J. 1998. Palynology y chronostratigraphy of the Upper Cretaceous in the subsurface of the Barinas area, western Venezuela. *AAPG bulletin*, 82(7), 757-772
- Helenes, J., and Somoza, D. 1999. Palynology y sequence stratigraphy of the Cretaceous of eastern Venezuela. *Cretaceous Research*, 20(4), 447-463
- Helenes, J., and Cabrera, D. 2003. Oligocene-miocene palynomorph assemblages from eastern Venezuela. *Palynology*, 27(1), 5-25
- Helenes, J., Martin-Barajas, A., Flores-Trujillo, J. G., Paredes, I., Canache, M., Carreño, A. L., and Miranda, A. 2019. Biochronology, paleoenvironments, and stratigraphic sequences of the late Albian–middle Eocene fore-arc Vizcaino basin, western Baja California, Mexico. *AAPG Bulletin*, 103(5), 1045-1069.
- Hjálmarsdóttir, H. R. 2019. Quantitative biostratigraphy of Middle Jurassic–Early Cretaceous foraminiferal events from the Arctic. *Revue de Micropaléontologie*, 64, 100358.
- Ioannides, N. S. 1986. Dinoflagellate cysts from Upper Cretaceous-Lower Tertiary sections, Bylot y Devon Islands, Arctic Archipelago. *Geological Survey of Canada*.
- Jan du Chêne, R.E. 1987. Dinoflagellates. (In: Contribution of micropaleontology (foraminifera, ostracods, dinoflagellates) to the stratigraphical y paleoecological knowledge of the Formation des Madeleines (Danian of Senegal) by de Klasz et al). *Cahiers de Micropaléontologie, Nouvelle série*. 2, 5-27
- Jaramillo, C. A., Rueda, M., and Torres, V. 2011. A palynological zonation for the Cenozoic of the Llanos y Llanos Foothills of Colombia. *Palynology*, 35(1), 46-84
- Jarvis, I., Tocher, B.A. 1985. Neogene and quaternary dinoflagellate biostratigraphy of the eastern equatorial pacific-deep-sea drilling project LEG-85. *Initial Rep. Deep Sea Drill. Proj. 85 (OCT)*, 407–412.
- Jbari, H., Slimani, H., Chekar, M., Asebriy, L., Benzaggagh, M., Mahboub, I., and Chakir, S. 2020. Campanian to Danian dinoflagellate cyst assemblages from the southwestern Tethyan margin (Tattofte section, western External Rif, Morocco): Biostratigraphic y paleobiogeographic interpretations. *Review of Palaeobotany y Palynology*, 279, 104225.
- Kirsch, K. H. 1991. Dinoflagellate cysts of the Upper Cretaceous of the Helvetic y Ultrahelvetic of the Upper Bavaria. *Munchener Geowissenschaftliche Abhandlungen Reihe A, Geologie und Palaeontologie*, 22, 1-306

- Krauspenhar, P. M., Carvalho, M. A., Fauth, G., and Lana, C. 2014. Albian palynostratigraphy of ODP Leg 207 (Holes 1257A, 1258C y 1260B), Demerara Rise, Equatorial Atlantic. *Revue de micropaléontologie*, 57(1), 1-13
- Landman, N. H; Johnson, R. O; and Edwards, L.E. 2004. Cephalopods from the Cretaceous/Tertiary boundary interval on the Atlantic Coastal Plain, with a description of the highest Ammonite Zones in North America. Part 2. Northeastern Monmouth County, New Jersey. *Bulletin of the American Museum of Natural History*. 1-107
- Lazarus, D., Barron, J., Renaudie, J., Diver, P., Türke, A. 2014. Cenozoic planktonic marine diatom diversity and correlation to climate change. *PLoS One* 9 (1), e84857.
- Leandro, L.M., Santos, A., Carvalho, M.D.A., Fauth, G. 2020. Middle to late Miocene Caribbean dinoflagellate assemblages and palynofacies (DSDP leg 15 site 153). *Mar. Micropaleontol.* 160, 101898.
- Lebedeva, N. K. 2006. Dinocyst biostratigraphy of the Upper Cretaceous of northern Siberia. *Paleontological Journal*, 40(5), 604-621
- Lentin, J.K., Williams, G.L. 1980. Dinoflagellate provincialism with emphasis on Campanian peridiniaceans. *Amer. Assoc. Stratigraphic Palynologists Contrib. Ser.*, 7, 147
- Louwye, S. 1993. Dinoflagellate cyst stratigraphy of the Upper Cretaceous of western Belgium. *Int. J. Coal Geology*, 15, 245-292
- Lucas, F. A., and Ishiekwene, E. 2010. Dinoflagellate cyst biozonation for late Cretaceous-Tertiary succession of Gbekebo-1 well, Benin flank, Anambra basin, Nigeria. *World Journal of Applied Science y Technology*, 2(2), 289-295
- Mao, S., and Mohr, B. A. 1992. Late Cretaceous dinoflagellate cysts (? Santonian-Maestrichtian) from the southern Indian Ocean (hole 748C). In *Proceedings of the Ocean Drilling Program, Scientific Results* (Vol. 120, pp. 307-341).
- Margalef, R. 1978. Phytoplankton communities in upwelling areas. The example of NW Africa. *Oecol. Acuática* 3 (3), 97-132.
- Martínez, J. 1999. Los microfósiles como herramientas de correlación estratigráfica en exploración petrolera. *Revista Universidad EAFIT*, 35(113), 103-113

- Masure, E., Rauscher, R., Dejax, J., Schuler, M., and Ferré, B. 1998. 24. Cretaceous–Paleocene palynology from the Côte d'Ivoire-Ghana transform margin, SITES 959, 960, 961, y 9621. In Proceedings of the Ocean Drilling Program, Scientific Results (Vol. 159, pp. 253-276).
- Mina U.F. 1957. Bosquejo geológico del Territorio de la Baja California: Bol. Asoc. Mex. Geol. Petrol, v. 49, p. 139- 270.
- Mohr, B. A., Wähnert, V., and Lazarus, D. 2002. Mid-Cretaceous paleobotany y palynology of the central Kerguelen Plateau, Southern Indian Ocean (ODP leg 183, site 1138). In Proceedings of the Ocean Drilling Program, scientific results (Vol. 183, pp. 1-39). Texas A and M University.
- Molnar, P., and Sykes, L. R. 1969. Tectonics of the Caribbean y Middle America regions from focal mechanisms y seismicity. Geological Society of America Bulletin, 80(9), 1639-1684
- Morquecho, L., Alonso-Rodríguez, R., Arreola-Lizárraga, J. A., and Reyes-Salinas, A. 2012. Factors associated with moderate blooms of *Pyrodinium bahamense* in shallow y restricted subtropical lagoons in the Gulf of California. *Botanica Marina*, 55(6), 611-623
- Mudie, P. J., and Harland, R. 1996. Chapter 21. Aquatic Quaternary. En, J. Jansonius y DC McGregor (eds.). *Palynology, principles y applications*, American Association of Stratigraphic Palynologists Foundation, 843-877
- Nøhr-Hansen, H., Piasecki, S., and Alsen, P. 2019. A Cretaceous dinoflagellate cyst zonation for NE Greenland. *Geological Magazine*, 157(10), 1658-1692
- Oboh-Ikuenobe, F. E., Yepes, O., and Gregg, J. M. 1998. 25. Palynostratigraphy, palynofacies, y thermal maturation of Cretaceous-Paleogene sediments from the Côte D'Ivoire-Ghana transform margin. In *Proc Ocean Drill Prog Scient Res* (Vol. 159, pp. 277-318).
- Oloto, I.N. 1990. Palynological assemblage from the Danian of South -West Nigeria. *Acta Palaeobotanica*. 30, 23-30
- Olsson, R. K., Hemleben, C., Berggren, W. A., and Huber, B. T. 1999. *Atlas of Paleocene Planktonic Foraminifera*. Smithsonian Institution Press, Washington, DC. 1-252
- Paredes, I., Guzman, J. I., Helenes, J., Carrillo, M., De Cabrera, S., Crux, J., Castro-Mora, M. y Luna, F. 1994. Fluctuaciones del nivel del mar entre el Barremiense y el Paleógeno, Cuenca Oriental de Venezuela. *Memorias del V Simposio Bolivariano de Exploración Petrolera en cuencas Subandinas*, pp. 234-236 (Sociedad Venezolana de Geólogos, Caracas).

- Pastiels, A. 1948. Contribution à l'étude des microfossiles de l'Éocène belge. Mémoires du Musée royal d'histoire naturelle de Belgique, no.109, p.1-77, pl.1-6
- Paul, C. R. C., Mitchell, S. F., Marshall, J. D., Leafy, P. N., Gale, A. S., Duane, A. M., and Ditchfield, P. W. 1994. Palaeoceanographic events in the middle Cenomanian of Northwest Europe. *Cretaceous Research*, 15(6), 707-738
- Pearce, M. A., Jarvis, I., Swan, A. R., Murphy, A. M., Tocher, B. A., and Edmunds, W. M. 2003. Integrating palynological y geochemical data in a new approach to palaeoecological studies: Upper Cretaceous of the Banterwick Barn Chalk borehole, Berkshire, UK. *Marine Micropaleontology*, 47(3-4), 271-306
- Pérez de Mejía, D.; Kiser, G.D.; Maximowitsch, B. y Young, G. 1980. Geología de Venezuela. En: Felder, B. (Coord.), Brie, A. ; Gartner, J. ; Hepp, V. ; Hrabie, M ; Kervella, M. ; Mons., F. ; Mowat, G. ; Neville, N. ; Plomb, J. ; Sadras, W. ; Tejada, A. ; Trassard, J. ; Vidal, J. Y Zinat, D: Evaluación de Formaciones en Venezuela. Schlumberger Surencó S.A. ;1ra. Ed.: 287 p.
- Pindell, J. L. 1985. Alleghenian reconstruction y subsequent evolution of the Gulf of Mexico, Bahamas, y Proto-Caribbean. *Tectonics*, 4(1), 1-39
- Pindell, J. L., y Erikson, J. P. 1994. The Mesozoic passive margin of northern South America. In *Cretaceous tectonics of the Andes* (pp. 1-60). Vieweg Teubner Verlag, Wiesbaden.
- Pospelova, V., Zonneveld, K. A., Heikkilä, M., Bringué, M., Price, A. M., Esenkulova, S., and Matsuoka, K. 2018. Seasonal, annual, y inter-annual Spiniferites cyst production: a review of sediment trap studies. *Palynology*, 42(sup1), 162-181
- Price, A.M., Pospelova, V. 2011. High-resolution sediment trap study of organic-walled dinoflagellate cyst production and biogenic silica flux in Saanich Inlet (BC, Canada). *Mar. Micropaleontol.* 80 (1–2), 18–43.
- Radi, T., and de Vernal, A. 2008. Dinocysts as proxy of primary productivity in mid–high latitudes of the Northern Hemisphere. *Marine Micropaleontology*, 68(1-2), 84-114
- Radmacher, W., Vásquez, O. J., Tzalam, M., Jolomná, M., Molineros, A., and Eldrett, J. S. 2021. What happened to the organic matter from the Upper Cretaceous succession in Guatemala, Central America?. *Marine y Petroleum Geology*, 133, 105246.
- Reichart, G. J., and Brinkhuis, H. 2003. Late Quaternary *Protoperidinium* cysts as indicators of paleoproductivity in the northern Arabian Sea. *Marine Micropaleontology*, 49(4), 303-315

- Renaudie, J. 2016. Quantifying the Cenozoic marine diatom deposition history: links to the C and Si cycles. *Biogeosciences* 13 (21), 6003–6014.
- Roncaglia, L., and Corradini, D. 1997. Correlation of key dinoflagellate events with calcareous nanoplankton y planktonic foraminiferal zones in the Solignano Formation (Maastrichtian, Late Cretaceous), northern Apennines, Italy. *Review of Palaeobotany y Palynology*, 97(1-2), 177-196
- Sánchez-Cabeza, J. A., Ruiz-Fernández, A. C., De Vernal, A., and Machain-Castillo, M. L. 2012. Reconstruction of Pyrodinium blooms in the tropical East Pacific (Mexico): are they related to ENSO. *Environmental science y technology*, 46(12), 6830-6834.
- Sánchez-Pellicer, R., Masure, E., and Villier, L. 2017. A new biostratigraphic correlation for Late Cretaceous–Paleocene strata of the Gulf of Guinea: Evidence from dinoflagellate cysts. *Comptes Rendus Geoscience*, 349(1), 32-41
- Santillan, M., and Barrera, T. 1930. Las posibilidades petrolíferas en la costa occidental de la Baja California, entre los paralelos 30° y 32° de latitud norte: *Inst. Geol. México, Anales*, v. 15, p .1-37
- Sedlock, R.L., Ortega-Gutiérrez, F., Speed, R.C. 1993. Tectonostratigraphic terranes and tectonic evolution of Mexico. *Geol. Soc. Am. Spec. Papers* 278, 1–153.
- Schiøler, P., and Crampton, J. S. 2014. Dinoflagellate biostratigraphy of the Arowhanan Stage (upper Cenomanian–lower Turonian) in the East Coast Basin, New Zealand. *Cretaceous Research*, 48, 205-224
- Schrank, E. 1987. Palaeozoic y Mesozoic palynomorphs from northeast Africa (Egypt y Sudan) with special reference to Late Cretaceous pollen y dinoflagellates. *Berliner Geowissenschaftliche Abhandlungen, Reihe A, Geologie und Paläontologie*. 75, 249-310
- Slimani, H., Guédé, K. É., Williams, G. L., and Asebriy, L. 2016. Campanian to Eocene dinoflagellate cyst biostratigraphy from the Tahar y Sekada sections at Arba Ayacha, western External Rif, Morocco. *Review of Palaeobotany y Palynology*, 228, 26-46
- Stanley, E.A. 1965. Upper Cretaceous y Paleocene plant microfossils y Paleocene dinoflagellates y hystrichosphaerids from northwestern South Dakota. *Bulletin of American Paleontology*, v.49, no.222, p.179-384, pl.19-49
- Stover, L. E., Brinkhuis, H., Damassa, S. P., De Verteuil, L., Helby, R. J., Monteil, E., ... and McGregor, D. C. 1996. Mesozoic-Tertiary dinoflagellates, acritarchs y prasinophytes. *Palynology: principles y applications*, 2, 641-750

- Tahoun, S. S., and Led, I. M. 2018. A Cretaceous dinoflagellate cyst palynozonation of northern Egypt. *Palynology*, 43(3), 394-410
- Tahoun, S. S., and Mohamed, O. 2020. Distribution of peridiniacean dinoflagellate cysts from cores of organic rich shales of the Duwi y Dakhla formations of Egypt. *Journal of African Earth Sciences*, 170.
- Tea-Yassi, J., Digbehi, Z. B., Yao, K. R., and Glohi, B. V. 1999. Study of some Upper Cretaceous palynomorphs from the Cote d'Ivoire offshore basin: biostratigraphical y paleoenvironmental implications. *Journal of African Earth Sciences (and the Middle East)*, 29(4), 783-798
- Spencer-Cervato, C. 1999. The Cenozoic deep sea microfossil record: explorations of the DSDP/ODP sample set using the Neptune database. *Palaeontol. Electron.* 2 (2), 270.
- Vásquez-Bedoya, L. F., Radi, T., Ruiz-Fernández, A. C., De Vernal, A., Machain-Castillo, M. L., Kielt, J. F., and Hillaire-Marcel, C. 2008. Organic-walled dinoflagellate cysts y benthic foraminifera in coastal sediments of the last century from the Gulf of Tehuantepec, South Pacific Coast of Mexico. *Marine Micropaleontology*, 68(1-2), 49-65
- Vink, A., Zonneveld, K. A., and Willems, H. 2000. Organic-walled dinoflagellate cysts in western equatorial Atlantic surface sediments: distributions y their relation to environment. *Review of Palaeobotany y Palynology*, 112(4), 247-286
- Vlerick, R. 1987. Organic walled microfossils from the type area of the Paleocene Heers y Landen Formations of Belgium. *Bulletin de la Société Belge de Géologie, de Paléontologie et d'Hydrologie.* 96, 293-308
- Williams, G.L., Bujak, J.P. 1977. Distribution patterns of some North Atlantic Cenozoic dinoflagellate cysts. *Mar. Micropaleontol.* 2, 223–233.
- Williams, G.L., Bujak, J.P. 1985. Mesozoic and cenozoic dinoflagellates. In: Botli, H.M., Saunders, J.B., Perch-Nielsen, K. (Eds.), *Plankton Stratigraphy*. Cambridge Univ. Press, pp. 847–964.
- Williams, G. L., Stover, L. E. and K.idson, E. J. 1993. Morphology y stratigraphic ranges of selected Mesozoic-Cenozoic dinoflagellate taxa in the northern hemisphere. *Geological Survey of Canada, Paper 92-10*, 1-137
- Williams, G. L., Brinkhuis, H. M. A. P., Pearce, M. A., Fensome, R. A., Weegink, J. W., and Exon, N. F. 2004. Southern Ocean y global dinoflagellate cyst events compared: index events for the Late Cretaceous–Neogene. In *Proceedings of the Ocean Drilling Program, Scientific Results (Vol. 189, pp. 1-98)*. College Station, Texas: Ocean Drilling Program.

- Williams, G.L, Fensome, R.A, MacRae, R.A. 2017. The Lentin and Williams index of fossil dinoflagellates 2017 edition. American Association of Stratigraphic Palynologists Contributions Series.
- Wood, G. D., Gabriel, A. M. and Lawson, J. C. 1996. Palynological techniques-processing y microscopy. In Palynology: principles y applications, volume 1 (eds Jansonius, J. y McGregor, D. C.), pp. 29-50 (American Association of Stratigraphic Palynologists Foundation, Dallas).
- Yepes, O. 2001. Maastrichtian-Danian dinoflagellate cyst biostratigraphy y biogeography from two equatorial sections in Colombia y Venezuela. *Palynology*, 25(1), 217-249
- Yoris, F., and Ostos, M. 1997. Geology of Venezuela: General Geology y Oil Basins. 1ra, pp. 1-44
- Zegarra, M., Helenes, J. 2011. Changes in Miocene through pleistocene dinoflagellates from the eastern equatorial Pacific (ODP site 1039), in relation to primary productivity. *Mar. Micropaleontol.* 81 (3–4), 107–121.

Anexos

Anexo A-1

Tabla 14. Lista maestra con todas las especies reportadas en el Cretácico Superior. Son extraídas de las fuentes de la Tabla 3 del texto. En rojo se aprecian las localidades, seguidamente cada columna muestra un número asociado a las veces que es reportada las especies que se encuentran en esa columna. El número en la base de la columna está referido al acumulado de especies en la sumatoria de las localidades.

Num	Master List	Num Localities	9	8	7
4	<i>Achomosphaera mariannae</i>				Palaeocystodinium australinum
5	<i>Achomosphaera ramulifera</i>	5			Trichodinium castanea
6	<i>Achomosphaera sagena</i>	2			
7	<i>Achomosphaera</i> sp.				
8	<i>Achomosphaera triangulata</i>				
9	<i>Achomosphaera verdieri</i>				
10	<i>Adnatosphaeridium</i> sp.				
11	<i>Adnatosphaeridium vittatum</i>				
12	<i>Alisogymnium euclaense</i>	3			
13	<i>Alisogymnium</i> sp.				
14	<i>Alterbidinium acutulum</i>				
15	<i>Alterbidinium minus</i>				
16	<i>Alterbidinium pilosum</i>			Spp in both regions	73
17	<i>Alterbidinium varium</i>	2		indicated by bold lettering	
18	<i>Amphorosphaeridium fenestratum</i> subsp. <i>dividum</i>				
19	<i>Amphorosphaeridium multispinosum</i>	2			
20	<i>Andalusiella dubia</i>	2			
21	<i>Andalusiella gabonensis</i>	7			
22	<i>Andalusiella ivoirensis</i>	4			
23	<i>Andalusiella mauthei</i>	9			
24	<i>Andalusiella polymorpha</i>	5			
25	<i>Andalusiella rhomboides</i>	2			
26	<i>Andalusiella</i> sp.				
27	<i>Andalusiella spicata</i>				
28	<i>Apectodinium homomorphum</i>				
29	<i>Apectodinium quinquelatum</i>				
30	<i>Aptea polymorpha</i>				
31	<i>Apteodinium conjunctum</i>				
32	<i>Apteodinium deflandrei</i>				
33	<i>Apteodinium fallax</i>				
34	<i>Apteodinium frontierense</i>				
35	<i>Apteodinium</i> sp.				
36	<i>Areoligera coronata</i>	3			
37	<i>Areoligera lemniscata</i>				
38	<i>Areoligera senonensis</i>	6			
39	<i>Areoligera</i> sp.				
40	<i>Areoligera volata</i>				

6	5	4	3	2
Senegalinium laevigatum	Cordosphaeridium fibrospinosum	Cerodinium leptodermum	Disphaerogena carposphaeropsis	Andalusiella dubia
Spiniferites ramosus	Cordosphaeridium inodes	Coronifera oceanica	Exochosphaeridium phragmites	Andalusiella rhomboides
13	Phelodinium magnificum	Cyclonephelium vannophorum	Manumiella seelandica	Canningia senonica
		6	Dinogymnium cretaceum	Cassiculosphaeridia reticulata
			Dinogymnium undulosum	Cerodinium speciosum
			Dinogymnium westralinum	Chytroisphaeridia baetica
			Diphyes colligerum	Cometodinium whitei
			Hystrichodinium pulchrum	Cribooperidium cooksoniae
			Hystrichosphaeridium tubiferum	Cribooperidium edwardsii
		13	Xenascus ceratioides	Cyclonephelium compactum
				13
				Dapsilidinium laminaspinosum
				Dynogymnium nelsonense
				Exochosphaeridium bifidum
				Fibrocysta axialis
				Fibrocysta bipolaris
				Florentinia deanei
				Florentinia ferox
				Florentinia resex
				Glaphyrocysta perforata
				Hafniasphaera septata
				Isabelidinium acuminatum
				Isabelidinium cooksoniae
				Isabelidinium pellucidum
				Kallosphaeridium ringnesiorum
				Kenleyia pachycerata
				Kleithriasphaeridium loffrense
				Lejeuncysta hyalina
				Muratodinium fimbriatum
				Operculodinium centrocarpum
				Palaeocystodinium benjaminii
				Palaeohystrichophora cheit
				Palaeoperidium cretaceum
				Palaeoperidium pyrophorum
				Phelodinium tricuspae
				Pterodinium cingulatum
				Selenopemphix nephroides
				Senegalinium bicavatum

41	Areosphaeridium sp.			
42	Ascodinium acrophorum			
43	Ascodinium serratum cf.			
44	Batiacasphaera sp.			
45	Bitubericysta boroujjana			
46	Canningia reticulata			
47	Canningia senonica	2		
48	Canningia sp.			
49	Carpatella cornuta			
50	Cassiculosphaeridia reticulata	2		
51	Cassidium fragile			
52	Cepadinium sp.			
53	Cepadinium ventriosum			
54	Cerodinium albertii			
55	Cerodinium boloniense	3		
56	Cerodinium diebelii	8		
57	Cerodinium granulostriatum	4		
58	Cerodinium leptodermum	4		
59	Cerodinium pannuceum			
60	Cerodinium sp.			

61	<i>Cerodinium speciosum</i>	2	161	<i>Hystrichosphaerina turonica</i>	
62	<i>Cerodinium striatum</i>		162	<i>Fibrocysta lappacea</i>	
63	<i>Chatangiella victoriensis</i>		163	<i>Impagidinium sp.</i>	
64	<i>Chytroisphaeridia baetica</i>	2	164	<i>Impletosphaeridium spp.</i>	
65	<i>Chytroisphaeridia spp.</i>		165	<i>Isabelidinium acuminatum</i>	2
66	<i>Circulodinium colliveri</i>		166	<i>Isabelidinium bakeri</i>	
67	<i>Circulodinium distinctum</i>	5	167	<i>Isabelidinium belfastensis</i>	
68	<i>Circulodinium sp.</i>		168	<i>Isabelidinium cooksoniae</i>	2
69	<i>Cleistosphaeridium flexuosum</i>		169	<i>Isabelidinium cretaeum</i>	
70	<i>Cleistosphaeridium placacanthum</i>		170	<i>Isabelidinium glabrum</i>	
71	<i>Cleistosphaeridium sp.</i>		171	<i>Isabelidinium pellucidum</i>	2
72	<i>Cometodinium sp.</i>		172	<i>Isabelidinium sp.</i>	
73	<i>Cometodinium whitei</i>	2	173	<i>Kallosphaeridium helbyi</i>	
74	<i>Cordosphaeridium fibrospinosum</i>	5	174	<i>Kallosphaeridium ringnesiorum</i>	2
75	<i>Cordosphaeridium gracile</i>		175	<i>Kallosphaeridium sp.</i>	
76	<i>Cordosphaeridium inodes</i>	5	176	<i>Kallosphaeridium yorubaense</i>	
77	<i>Cordosphaeridium robustum</i>		177	<i>Kenleyia leptocerata</i>	
78	<i>Cordosphaeridium senegalense</i>		178	<i>Kenleyia pachycerata</i>	2
79	<i>Cordosphaeridium sp.</i>		179	<i>Kenleyia sp.</i>	
80	<i>Cordosphaeridium varians</i>		180	<i>Kleithriasphaeridium aff. loffrense</i>	
81	<i>Coronifera oceanica</i>	4	181	<i>Kleithriasphaeridium loffrense</i>	2
82	<i>Coronifera sp.</i>		182	<i>Kleithriasphaeridium truncatum</i>	
83	<i>Cribroperidinium cooksoniae</i>	2	183	<i>Leberidocysta chlamydata</i>	
84	<i>Cribroperidinium edwardsii</i>	2	184	<i>Lejeunecysta aff. hyalina</i>	
85	<i>Cribroperidinium exilicristatum</i>		185	<i>Lejeunecysta cf. pulchra</i>	
86	<i>Cribroperidinium sp.</i>		186	<i>Lejeunecysta circularis</i>	
87	<i>Cribroperidinium tenuitabulatum</i>		187	<i>Lejeunecysta globosa</i>	
88	<i>Cribroperidinium wetzelii</i>		188	<i>Lejeunecysta hyalina</i>	2
89	<i>Cyclonephelium chabaca</i>		189	<i>Lejeunecysta sp.</i>	
90	<i>Cyclonephelium compactum</i>	2	190	<i>Lingulodinium machaerophorum</i>	
91	<i>Cyclonephelium crassimarginatum</i>		191	<i>Litosphaeridium arundum</i>	
92	<i>Cyclonephelium deconinckii</i>		192	<i>Litosphaeridium conispinum</i>	
93	<i>Cyclonephelium paucispinum</i>		193	<i>Litosphaeridium siphoniphorum</i>	
94	<i>Cyclonephelium sp.</i>		194	<i>Manumiella sp.</i>	
95	<i>Cyclonephelium vannophorum</i>	4	195	<i>Manumiella cretaea</i>	
96	<i>Danea californica</i>		196	<i>Manumiella rajiae</i>	
97	<i>Dapsilodinium laminaspinosum</i>	2	197	<i>Manumiella seelandica</i>	3
98	<i>Deflandrea acuminata</i>		198	<i>Meiourugonyalex cf. bulloideus</i>	
99	<i>Deflandrea galeata</i>		199	<i>Micrhystridium sp.</i>	
100	<i>Diconodinium arcticum</i>		200	<i>Microdinium reticulatum</i>	
101	<i>Dinogymnium acuminatum</i>	7	201	<i>Muratodinium fimbriatum</i>	2
102	<i>Dinogymnium cretaeum</i>	4	202	<i>Nelsoniella aceras</i>	
103	<i>Dinogymnium denticulatum</i>		203	<i>Nematosphaeropsis densiradiata</i>	
104	<i>Dinogymnium digitus</i>		204	<i>Nematosphaeropsis reticulensis</i>	
105	<i>Dinogymnium heterocostatum</i>		205	<i>Nematosphaeropsis sp.</i>	
106	<i>Dinogymnium longicorne</i>		206	<i>Odontochitina ancala</i>	
107	<i>Dinogymnium microgranulosum</i>		207	<i>Odontochitina costata</i>	
108	<i>Dinogymnium nelsonense</i>	2	208	<i>Odontochitina operculata</i>	8
109	<i>Dinogymnium sp.</i>		209	<i>Odontochitina porifera</i>	3
110	<i>Dinogymnium undulosum</i>	4	210	<i>Odontochitina sp.</i>	
111	<i>Dinogymnium westralinum</i>	4	211	<i>Oligosphaeridium albertense</i>	
112	<i>Dinoptyergium alatium</i>		212	<i>Oligosphaeridium buciniferum</i>	
113	<i>Dinoptyergium cladoides</i>	3	213	<i>Oligosphaeridium complex</i>	7
114	<i>Dinoptyergium euclaensis</i>		214	<i>Oligosphaeridium diluculum</i>	
115	<i>Dioxya villosa</i>		215	<i>Oligosphaeridium dividuum</i>	
116	<i>Diphyes colligerum</i>	4	216	<i>Oligosphaeridium porosum</i>	
117	<i>Diphyes recurvatum</i>		217	<i>Oligosphaeridium pulcherrimum</i>	3
118	<i>Diphyes sp.</i>		218	<i>Oligosphaeridium sp.</i>	
119	<i>Disphaerogena carposphaeropsis</i>	3	219	<i>Operculodinium centrocarpum</i>	2
120	<i>Downiesphaeridium sp. cf. D. spinulastrum</i>		220	<i>Operculodinium israelianum</i>	
121	<i>Downiesphaeridium spp.</i>		221	<i>Operculodinium microtriainum</i>	
122	<i>Duosphaeridium rugosum</i>		222	<i>Operculodinium sp.</i>	
123	<i>Erneadocysta arcuata</i>		223	<i>Ovoidinium verrucosum</i>	
124	<i>Eurydinium ingramii</i>		224	<i>Palaeocystodinium australlinum</i>	7
125	<i>Exochosphaeridium bifidum</i>	2	225	<i>Palaeocystodinium benjaminii</i>	2
126	<i>Exochosphaeridium phragmites</i>	3	226	<i>Palaeocystodinium bulliforme</i>	
127	<i>Exochosphaeridium sp.</i>		227	<i>Palaeocystodinium golzowense</i>	6
128	<i>Exocospheridium bifidum</i>		228	<i>Palaeocystodinium lidiae</i>	3
129	<i>Fibrocysta axialis</i>	2	229	<i>Palaeocystodinium rhomboides subsp. incertum</i>	
130	<i>Fibrocysta bipolaris</i>	2	230	<i>Palaeocystodinium sp.</i>	
131	<i>Fibrocysta lappacea</i>		231	<i>Palaeohystrichophora cheit</i>	2
132	<i>Fibrocysta sp.</i>		232	<i>Palaeohystrichophora infusorioidea</i>	6
133	<i>Florentinia cooksoniae</i>		233	<i>Palaeoperidinium cretaeum</i>	2
134	<i>Florentinia deanei</i>	2	234	<i>Palaeoperidinium pyrochorum</i>	2
135	<i>Florentinia ferox</i>	2	235	<i>Palyndinium grillator</i>	
136	<i>Florentinia mantelli</i>		236	<i>Pareodinia ceratophora</i>	
137	<i>Florentinia radiculata</i>		237	<i>Pentadinium laticinctum cf.</i>	
138	<i>Florentinia resex</i>	2	238	<i>Perissiasphaeridium pannosum?</i>	
139	<i>Geiselodinium psilatum</i>		239	<i>Pervosphaeridium cenomaniense</i>	
140	<i>Glaphyrocysta exuberans</i>		240	<i>Pervosphaeridium truncatum</i>	
141	<i>Glaphyrocysta ordinata</i>		241	<i>Phelodinium aff. nigericum</i>	
142	<i>Glaphyrocysta perforata</i>	2	242	<i>Phelodinium gaditanum</i>	3
143	<i>Glaphyrocysta reticulosa</i>		243	<i>Phelodinium magnificum</i>	5
144	<i>Glaphyrocysta sp.</i>		244	<i>Phelodinium pentagonale</i>	
145	<i>Glaphyrocysta wilsonii</i>		245	<i>Phelodinium sp.</i>	
146	<i>Gonyaulacysta cassidata</i>		246	<i>Phelodinium tricuspe</i>	3
147	<i>Granodiscus granulatus</i>		247	<i>Pierceites pentagonus</i>	
148	<i>Hafniasphaera fluens</i>		248	<i>Polysphaeridium sp.</i>	
149	<i>Hafniasphaera septata</i>	2	249	<i>Polysphaeridium subtile</i>	
150	<i>Heteraulacacysta campanula</i>		250	<i>Polysphaeridium zoharyi</i>	
151	<i>Heteraulacacysta sp.</i>		251	<i>Prolixosphaeridium sp.</i>	
152	<i>Heterosphaeridium difficile</i>		252	<i>Psaligonyaulax deflandrei</i>	
153	<i>Hexagonifera chlamydata</i>		253	<i>Pseudoceratium interiorensis</i>	
154	<i>Homotryblum sp.</i>		254	<i>Pseudoceratium securigerum</i>	
155	<i>Homotryblum tenuispinosum</i>		255	<i>Pseudoceratium sp.</i>	
156	<i>Hystrichodinium pulchrum</i>	4	256	<i>Pterodinium cingulatum</i>	2
157	<i>Hystrichodinium sp.</i>		257	<i>Raetaedinium truncigerum</i>	
158	<i>Hystrichosphaeridium sp.</i>		258	<i>Selenoemphix nephroides</i>	2
159	<i>Hystrichosphaeridium tubiferum</i>	4	259	<i>Selenoemphix waariensis</i>	
160	<i>Hystrichosphaerina schindewolfii</i>		260	<i>Senegalium bicavatum</i>	2

261	<i>Senegalinium laevigatum</i>	6
262	<i>Senegalinium macrocystum</i>	
263	<i>Senegalinium microgranulatum</i>	2
264	<i>Senegalinium obscurum</i>	2
265	<i>Senegalinium</i> sp.	
266	<i>Senoniasphaera inornata</i>	
267	<i>Senoniasphaera protrusa</i>	
268	<i>Spinidinium densispinatum</i> cf.	
269	<i>Spinidinium balmei</i>	
270	<i>Spinidinium echinoideum</i>	
271	<i>Spinidinium</i> sp.	
272	<i>Spiniferella cornuta</i> subsp. <i>laevimura</i>	
273	<i>Spiniferites bejui</i>	
274	<i>Spiniferites fluens</i>	2
275	<i>Spiniferites lenzii</i>	2
276	<i>Spiniferites membranaceus</i>	
277	<i>Spiniferites multibrevis</i>	3
278	<i>Spiniferites pseudofurcatus</i>	2
279	<i>Spiniferites ramosus</i>	6
280	<i>Spiniferites</i> sp.	
281	<i>Spiniferites supparus</i>	
282	<i>Spiniferites tripus</i>	
283	<i>Spiniferites twistringensis</i>	
284	<i>Spiniferites wetzelii</i>	
285	<i>Spongodinium deltiense</i>	
286	<i>Subtilisphaera perlucida</i>	2
287	<i>Subtilisphaera pirnaensis</i>	2
288	<i>Subtilisphaera pontis-mariae</i>	
289	<i>Subtilisphaera</i> sp.	
290	<i>Subtilisphaera zawia</i>	
291	<i>Surculosphaeridium longifurcatum</i>	2
292	<i>Systematophora cretacea</i>	
293	<i>Systematophora placacantha</i>	
294	<i>Systematophora</i> sp.	
295	<i>Tanyosphaeridium regulare</i>	
296	<i>Tanyosphaeridium salpinx</i>	
297	<i>Tanyosphaeridium</i> sp.	
298	<i>Tanyosphaeridium variecalamum</i>	3
299	<i>Tanyosphaeridium xanthiopyxides</i>	
300	<i>Thalassiphora patula</i>	
301	<i>Thalassiphora pelagica</i>	
302	<i>Thalassiphora</i> sp.	
303	<i>Trichodinium castanea</i>	7
304	<i>Trichodinium intermedium</i>	
305	<i>Trichodinium</i> sp.	
306	<i>Trithyrodinium druggii</i>	
307	<i>Trithyrodinium evittii</i>	
308	<i>Trithyrodinium fragile</i>	
309	<i>Trithyrodinium</i> sp.	
310	<i>Turbiosphaera filosa</i>	
311	<i>Turbiosphaera galatea</i>	
312	<i>Turbiosphaera</i> sp.	
313	<i>Unipontidinium grande</i>	3
314	<i>Vesperopsis mayi</i>	
315	<i>Xenascus ceratioides</i>	4
316	<i>Xenascus gochtil</i>	2
317	<i>Xenascus plotei</i>	
318	<i>Yoikingygnium lanceolatum</i>	

Anexo A-2.

Tabla 15. Lista de especies agrupadas por afinidad taxonómica y preferencia trófica según Fensome et al. (1996).

NUM	Master List	Gonyaulacoid	Areoligeroid	Gymnodinioid	Peridinioid	Ceratioid
1	<i>Achomosphera alicornu</i>	<i>Achomosphera alicornu</i>				
2	<i>Achomosphera crassipellis</i>	<i>Achomosphera crassipellis</i>				
3	<i>Achomosphera danica</i>	<i>Achomosphera danica</i> cf.				
4	<i>Achomosphera marianae</i>	<i>Achomosphera marianae</i>				
5	<i>Achomosphera ramulifera</i>	<i>Achomosphera ramulifera</i>				
6	<i>Achomosphera sagena</i>	<i>Achomosphera sagena</i>				
7	<i>Achomosphera triangulata</i>	<i>Achomosphera triangulata</i>				
8	<i>Achomosphera verdieri</i>	<i>Achomosphera verdieri</i>				
9	<i>Adnatosphaeridium vittatum</i>		<i>Adnatosphaeridium vittatum</i>			
10	<i>Alisogymnium euclaense</i>			<i>Alisogymnium euclaense</i>		
11	<i>Alterbidinium acutum</i>				<i>Alterbidinium acutum</i>	
12	<i>Alterbidinium minus</i>				<i>Alterbidinium minus</i>	
13	<i>Alterbidinium pilosum</i>				<i>Alterbidinium pilosum</i>	
14	<i>Alterbidinium varium</i>				<i>Alterbidinium varium</i>	
15	<i>Amphorosphaeridium fenestratum</i> subsp. <i>dividum</i>	<i>Amphorosphaeridium fenestratum</i> subsp. <i>dividum</i>				
16	<i>Amphorosphaeridium multispinosum</i>	<i>Amphorosphaeridium multispinosum</i>				
17	<i>Andalusiella dubia</i>				<i>Andalusiella dubia</i>	
18	<i>Andalusiella gabonensis</i>				<i>Andalusiella gabonensis</i>	
19	<i>Andalusiella ivairensis</i>				<i>Andalusiella ivairensis</i>	
20	<i>Andalusiella mauthei</i>				<i>Andalusiella mauthei</i>	
21	<i>Andalusiella polymorpha</i>				<i>Andalusiella polymorpha</i>	
22	<i>Andalusiella rhomboides</i>				<i>Andalusiella rhomboides</i>	
23	<i>Andalusiella spicata</i>				<i>Andalusiella spicata</i>	
24	<i>Apectodinium homomorphum</i>				<i>Apectodinium homomorphum</i>	
25	<i>Apectodinium quinquelatum</i>				<i>Apectodinium quinquelatum</i>	
26	<i>Aptea polymorpha</i>		<i>Aptea polymorpha</i>			
27	<i>Apteodinium conjunctum</i>	<i>Apteodinium conjunctum</i>				
28	<i>Apteodinium deflandrei</i>	<i>Apteodinium deflandrei</i>				
29	<i>Apteodinium fallax</i>	<i>Apteodinium fallax</i>				
30	<i>Apteodinium frontierense</i>	<i>Apteodinium frontierense</i>				
31	<i>Areoligera coronata</i>		<i>Areoligera coronata</i>			
32	<i>Areoligera lemniscata</i>		<i>Areoligera lemniscata</i>			
33	<i>Areoligera senonensis</i>		<i>Areoligera senonensis</i>			
34	<i>Areoligera volata</i>		<i>Areoligera volata</i>			
35	<i>Areosphaeridium</i> sp.		<i>Areosphaeridium</i> sp.			
36	<i>Ascodinium acrophorum</i>				<i>Ascodinium acrophorum</i>	
37	<i>Ascodinium serratum</i>				<i>Ascodinium serratum</i>	
38	<i>Batiacosphaera</i> sp.	<i>Batiacosphaera</i> sp.				
39	<i>Bitubericysta baroujiana</i>	<i>Bitubericysta baroujiana</i>				
40	<i>Canningia reticulata</i>		<i>Canningia reticulata</i>			
41	<i>Canningia senonica</i>		<i>Canningia senonica</i>			
42	<i>Carpotella cornuta</i>					
43	<i>Cassiculosphaeridia reticulata</i>	<i>Cassiculosphaeridia reticulata</i>				
44	<i>Cassidium fragile</i>		<i>Cassidium fragile</i>			
45	<i>Cepodinium ventriosum</i>					
46	<i>Cerodinium albertii</i>				<i>Cepodinium ventriosum</i>	
47	<i>Cerodinium baloniense</i>				<i>Cerodinium albertii</i>	
48	<i>Cerodinium diebelii</i>				<i>Cerodinium baloniense</i>	
49	<i>Cerodinium granulostriatum</i>				<i>Cerodinium diebelii</i>	
50	<i>Cerodinium leptodermum</i>				<i>Cerodinium granulostriatum</i>	
51	<i>Cerodinium pannuceum</i>				<i>Cerodinium leptodermum</i>	
52	<i>Cerodinium speciosum</i>				<i>Cerodinium pannuceum</i>	
53	<i>Cerodinium striatum</i>				<i>Cerodinium speciosum</i>	
54	<i>Chatangiella victoriensis</i>				<i>Cerodinium striatum</i>	
55	<i>Chytroisphaeridia baetica</i>	<i>Chytroisphaeridia baetica</i>			<i>Chatangiella victoriensis</i>	
56	<i>Circulodinium colliveri</i>					
57	<i>Circulodinium distinctum</i>					
58	<i>Cleistosphaeridium flexuosum</i>	<i>Cleistosphaeridium flexuosum</i>				
59	<i>Cleistosphaeridium placacanthum</i>	<i>Cleistosphaeridium placacanthum</i>	<i>Circulodinium colliveri</i>			
60	<i>Cometodinium whitei</i>	<i>Cometodinium whitei</i>	<i>Circulodinium distinctum</i>			

61	<i>Cardosphaeridium fibrospinosum</i>	<i>Cardosphaeridium fibrospinosum</i>				
62	<i>Cardosphaeridium gracile</i>	<i>Cardosphaeridium gracile</i>				
63	<i>Cardosphaeridium inodes</i>	<i>Cardosphaeridium inodes</i>				
64	<i>Cardosphaeridium robustum</i>	<i>Cardosphaeridium robustum</i>				
65	<i>Cardosphaeridium senegalense</i>	<i>Cardosphaeridium senegalense</i>				
66	<i>Cardosphaeridium varians</i>	<i>Cardosphaeridium varians</i>				
67	<i>Coronifera oceanica</i>	<i>Coronifera oceanica</i>				
68	<i>Cribroperidinium cooksoniae</i>	<i>Cribroperidinium cooksoniae</i>				
69	<i>Cribroperidinium edwardsii</i>	<i>Cribroperidinium edwardsii</i>				
70	<i>Cribroperidinium exilicristatum</i>	<i>Cribroperidinium exilicristatum</i>				
71	<i>Cribroperidinium tenuitubulatum</i>	<i>Cribroperidinium tenuitubulatum</i>				
72	<i>Cribroperidinium wetzelii</i>	<i>Cribroperidinium wetzelii</i>				
73	<i>Cyclonephellium chabaca</i>					
74	<i>Cyclonephellium compactum</i>					
75	<i>Cyclonephellium crassimarginatum</i>					
76	<i>Cyclonephellium deconinckii</i>					<i>Deflandrea galeata</i>
77	<i>Cyclonephellium paucispinum</i>					<i>Diconodinium arcticum</i>
78	<i>Cyclonephellium vannophorum</i>					
79	<i>Danea californica</i>	<i>Danea californica</i>				
80	<i>Dapsilidinium laminospinosum</i>	<i>Dapsilidinium laminospinosum</i>				
81	<i>Deflandrea galeata</i>		<i>Cyclonephellium chabaca</i>	<i>Dinogymnium acuminatum</i>		
82	<i>Diconodinium arcticum</i>		<i>Cyclonephellium compactum</i>	<i>Dinogymnium cretaceum</i>		
83	<i>Dinogymnium acuminatum</i>		<i>Cyclonephellium crassimarginatum</i>	<i>Dinogymnium denticulatum</i>		
84	<i>Dinogymnium cretaceum</i>		<i>Cyclonephellium deconinckii</i>	<i>Dinogymnium digitus</i>		
85	<i>Dinogymnium denticulatum</i>		<i>Cyclonephellium paucispinum</i>	<i>Dinogymnium heterocostatum</i>		
86	<i>Dinogymnium digitus</i>		<i>Cyclonephellium vannophorum</i>	<i>Dinogymnium longicorne</i>		
87	<i>Dinogymnium heterocostatum</i>			<i>Dinogymnium microgranulosum</i>		
88	<i>Dinogymnium longicorne</i>			<i>Dinogymnium nelsonense</i>		
89	<i>Dinogymnium microgranulosum</i>			<i>Dinogymnium undulosum</i>		
90	<i>Dinogymnium nelsonense</i>			<i>Dinogymnium westralium</i>	<i>Diorya villosa</i>	
91	<i>Dinogymnium undulosum</i>					
92	<i>Dinogymnium westralium</i>					
93	<i>Dinopterygium alatum</i>	<i>Dinopterygium alatum</i>				
94	<i>Dinopterygium cladoideis</i>	<i>Dinopterygium cladoideis</i>				
95	<i>Diorya villosa</i>					
96	<i>Diphyes colligerum</i>	<i>Diphyes colligerum</i>	<i>Enneadocysta arcuata</i>			
97	<i>Diphyes recurvatum</i>	<i>Diphyes recurvatum</i>				<i>Eurydinium ingramii</i>
98	<i>Disphaerogena carposphaeropsis</i>	<i>Disphaerogena carposphaeropsis</i>				
99	<i>Downiesphaeridium spinulastrum</i>	<i>Downiesphaeridium spinulastrum</i>				
100	<i>Duosphaeridium rugosum</i>	<i>Duosphaeridium rugosum</i>				
101	<i>Enneadocysta arcuata</i>					
102	<i>Eurydinium ingramii</i>					
103	<i>Exochosphaeridium bifidum</i>	<i>Exochosphaeridium bifidum</i>				
104	<i>Exochosphaeridium phragmites</i>	<i>Exochosphaeridium phragmites</i>				
105	<i>Fibrocysta axialis</i>	<i>Fibrocysta axialis</i>				
106	<i>Fibrocysta lappacea</i>	<i>Fibrocysta lappacea</i>				
107	<i>Florentinia cooksoniae</i>	<i>Florentinia cooksoniae</i>				
108	<i>Florentinia deanei</i>	<i>Florentinia deanei</i>				<i>Geiselodinium psilatium</i>
109	<i>Florentinia ferax</i>	<i>Florentinia ferax</i>	<i>Glaphrocysta exuberans</i>			
110	<i>Florentinia mantellii</i>	<i>Florentinia mantellii</i>	<i>Glaphrocysta ordinata</i>			
111	<i>Florentinia radiculata</i>	<i>Florentinia radiculata</i>	<i>Glaphrocysta perforata</i>			
112	<i>Florentinia resex</i>	<i>Florentinia resex</i>	<i>Glaphrocysta reticulosa</i>			
113	<i>Geiselodinium psilatium</i>		<i>Glaphrocysta wilsonii</i>			
114	<i>Glaphrocysta exuberans</i>					
115	<i>Glaphrocysta ordinata</i>					
116	<i>Glaphrocysta perforata</i>					
117	<i>Glaphrocysta reticulosa</i>					
118	<i>Glaphrocysta wilsonii</i>					
119	<i>Hafniasphaera fluens</i>	<i>Hafniasphaera fluens</i>				
120	<i>Hafniasphaera septata</i>	<i>Hafniasphaera septata</i>				

121	<i>Heteraulocysta campanula</i>	<i>Heteraulocysta campanula</i>			
122	<i>Heterosphaeridium difficile</i>	<i>Heterosphaeridium difficile</i>			
123	<i>Hexagonifera chlamydata</i>	<i>Hexagonifera chlamydata</i>			
124	<i>Homotryblium tenuispinosum</i>	<i>Homotryblium tenuispinosum</i>			
125	<i>Hystichodinium pulchrum</i>	<i>Hystichodinium pulchrum</i>			
126	<i>Hystichosphaeridium tubiferum</i>	<i>Hystichosphaeridium tubiferum</i>			
127	<i>Hystichosphaerina schindewolfii</i>	<i>Hystichosphaerina schindewolfii</i>			<i>Isabelidium acuminatum</i>
128	<i>Hystichosphaerina turonica</i>	<i>Hystichosphaerina turonica</i>			<i>Isabelidium bakeri</i>
129	<i>Iffecysta lappacea</i>	<i>Iffecysta lappacea</i>			<i>Isabelidium belfastensis</i>
130	<i>Impletosphaeridium spp.</i>	<i>Impletosphaeridium spp.</i>			<i>Isabelidium cooksoniae</i>
131	<i>Isabelidium acuminatum</i>				<i>Isabelidium cretaceum</i>
132	<i>Isabelidium bakeri</i>				<i>Isabelidium glabrum</i>
133	<i>Isabelidium belfastensis</i>				<i>Isabelidium pellicidum</i>
134	<i>Isabelidium cooksoniae</i>				
135	<i>Isabelidium cretaceum</i>				
136	<i>Isabelidium glabrum</i>				
137	<i>Isabelidium pellicidum</i>				
138	<i>Kallosphaeridium helbyi</i>	<i>Kallosphaeridium helbyi</i>			
139	<i>Kallosphaeridium ringnesiorum</i>	<i>Kallosphaeridium ringnesiorum</i>			
140	<i>Kallosphaeridium yarubaense</i>	<i>Kallosphaeridium yarubaense</i>			
141	<i>Kenleyia leptocerata</i>	<i>Kenleyia leptocerata</i>			
142	<i>Kenleyia pachycerata</i>	<i>Kenleyia pachycerata</i>			
143	<i>Kleithrisphaeridium aff. laffrense</i>	<i>Kleithrisphaeridium aff. laffrense</i>			
144	<i>Kleithrisphaeridium laffrense</i>	<i>Kleithrisphaeridium laffrense</i>			
145	<i>Kleithrisphaeridium truncatum</i>	<i>Kleithrisphaeridium truncatum</i>			
146	<i>Leberidocysta chlamydata</i>				<i>Leberidocysta chlamydata</i>
147	<i>Lejeuneocysta aff. hyalina</i>				<i>Lejeuneocysta aff. hyalina</i>
148	<i>Lejeuneocysta pulchra</i>				<i>Lejeuneocysta pulchra cf.</i>
149	<i>Lejeuneocysta circularis</i>				<i>Lejeuneocysta circularis</i>
150	<i>Lejeuneocysta globosa</i>				<i>Lejeuneocysta globosa</i>
151	<i>Lejeuneocysta hyalina</i>				<i>Lejeuneocysta hyalina</i>
152	<i>Lingulodinium machaerophorum</i>	<i>Lingulodinium machaerophorum</i>			
153	<i>Litosphaeridium arundum</i>	<i>Litosphaeridium arundum</i>			
154	<i>Litosphaeridium conispinum</i>	<i>Litosphaeridium conispinum</i>			
155	<i>Litosphaeridium siphoniphorum</i>	<i>Litosphaeridium siphoniphorum</i>			
156	<i>Manumiella cretacea</i>				<i>Manumiella cretacea</i>
157	<i>Manumiella rajae</i>				<i>Manumiella rajae</i>
158	<i>Manumiella seelandica</i>				<i>Manumiella seelandica</i>
159	<i>Meiurogonyalax bulloideus</i>	<i>Meiurogonyalax bulloideus</i>			
160	<i>Microdinium reticulatum</i>	<i>Microdinium reticulatum</i>			
161	<i>Muratodinium fimbriatum</i>	<i>Muratodinium fimbriatum</i>			
162	<i>Nelsoniella aceras</i>				<i>Nelsoniella aceras</i>
163	<i>Nematosphaeropsis densiradiata</i>	<i>Nematosphaeropsis densiradiata</i>			
164	<i>Nematosphaeropsis reticulensis</i>	<i>Nematosphaeropsis reticulensis</i>			
165	<i>Odontochitina ancala</i>				<i>Odontochitina ancala</i>
166	<i>Odontochitina costata</i>				<i>Odontochitina costata</i>
167	<i>Odontochitina operculata</i>				<i>Odontochitina operculata</i>
168	<i>Odontochitina parifera</i>				<i>Odontochitina parifera</i>
169	<i>Oligosphaeridium albertense</i>	<i>Oligosphaeridium albertense</i>			
170	<i>Oligosphaeridium buciniferum</i>	<i>Oligosphaeridium buciniferum</i>			
171	<i>Oligosphaeridium complex</i>	<i>Oligosphaeridium complex</i>			
172	<i>Oligosphaeridium diluculum</i>	<i>Oligosphaeridium diluculum</i>			
173	<i>Oligosphaeridium dividuum</i>	<i>Oligosphaeridium dividuum</i>			
174	<i>Oligosphaeridium porosum</i>	<i>Oligosphaeridium porosum</i>			
175	<i>Oligosphaeridium pulcherrimum</i>	<i>Oligosphaeridium pulcherrimum</i>			
176	<i>Operculodinium centrocarpum</i>	<i>Operculodinium centrocarpum</i>			
177	<i>Operculodinium israelianum</i>				
178	<i>Operculodinium microtrianum</i>	<i>Operculodinium microtrianum</i>	<i>Palynodinium grillator</i>		
179	<i>Ovoidinium verrucosum</i>				<i>Ovoidinium verrucosum</i>
180	<i>Palaeocystodinium australinum</i>				<i>Palaeocystodinium australinum</i>
181	<i>Palaeocystodinium benjamini</i>				<i>Palaeocystodinium benjamini</i>

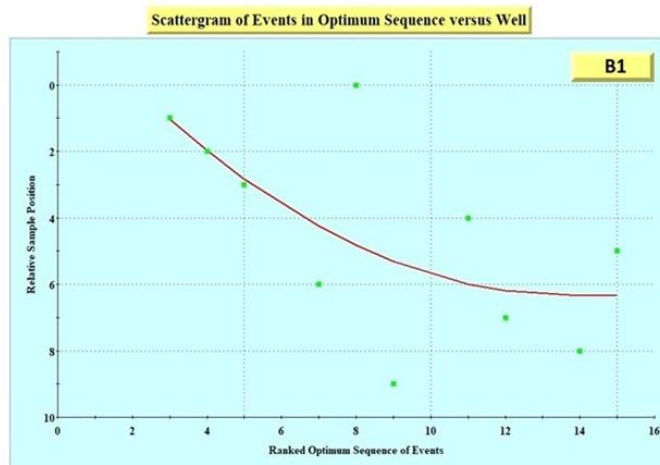
182	<i>Palaeocystodinium bulliforme</i>				<i>Palaeocystodinium bulliforme</i>	
183	<i>Palaeocystodinium galzowense</i>				<i>Palaeocystodinium galzowense</i>	
184	<i>Palaeocystodinium lidiae</i>				<i>Palaeocystodinium lidiae</i>	
185	<i>Palaeocystodinium rhomboides</i> subsp. <i>incertum</i>				<i>Palaeocystodinium rhomboides</i> subsp. <i>incertum</i>	
186	<i>Palaeohystrichophora cheit</i>				<i>Palaeohystrichophora cheit</i>	
187	<i>Palaeohystrichophora infusorioides</i>				<i>Palaeohystrichophora infusorioides</i>	
188	<i>Palaeoperidinium cretaceum</i>				<i>Palaeoperidinium cretaceum</i>	
189	<i>Palaeoperidinium pyrophorum</i>				<i>Palaeoperidinium pyrophorum</i>	
190	<i>Polynodinium grillator</i>	<i>Polynodinium grillator</i>				
191	<i>Pareodinia ceratophora</i>				<i>Pareodinia ceratophora</i>	
192	<i>Pentadinium laticinctum</i>	<i>Pentadinium laticinctum</i>				
193	<i>Perisseisphaeridium pannosum</i>	<i>Perisseisphaeridium pannosum</i>				
194	<i>Pervosphaeridium cenomaniense</i>	<i>Pervosphaeridium cenomaniense</i>				
195	<i>Pervosphaeridium truncatum</i>	<i>Pervosphaeridium truncatum</i>				
196	<i>Phelodinium</i> aff. <i>nigericum</i>				<i>Phelodinium</i> aff. <i>nigericum</i>	
197	<i>Phelodinium gaditanum</i>				<i>Phelodinium gaditanum</i>	
198	<i>Phelodinium magnificum</i>				<i>Phelodinium magnificum</i>	
199	<i>Phelodinium pentagonale</i>				<i>Phelodinium pentagonale</i>	
200	<i>Phelodinium tricuspe</i>				<i>Phelodinium tricuspe</i>	
201	<i>Pierceites pentagonus</i>				<i>Pierceites pentagonus</i>	
202	<i>Polysphaeridium subtile</i>	<i>Polysphaeridium subtile</i>				
203	<i>Polysphaeridium zaharyi</i>	<i>Polysphaeridium zaharyi</i>				
204	<i>Prolisosphaeridium</i> sp.	<i>Prolisosphaeridium</i> sp.				
205	<i>Psaligonyaulax deflandrei</i>	<i>Psaligonyaulax deflandrei</i>				
206	<i>Pseudoceratium interiorense</i>					<i>Pseudoceratium interiorense</i>
207	<i>Pseudoceratium securigerum</i>					<i>Pseudoceratium securigerum</i>
208	<i>Pterodinium cingulatum</i>	<i>Pterodinium cingulatum</i>				
209	<i>Raetioedinium truncigerum</i>	<i>Raetioedinium truncigerum</i>				
210	<i>Selenopemphix nephroides</i>				<i>Selenopemphix nephroides</i>	
211	<i>Selenopemphix warriensis</i>				<i>Selenopemphix warriensis</i>	
212	<i>Senegalinium bicavatum</i>				<i>Senegalinium bicavatum</i>	
213	<i>Senegalinium laevigatum</i>		<i>Senoniasphaera inornata</i>		<i>Senegalinium laevigatum</i>	
214	<i>Senegalinium macrocystum</i>		<i>Senoniasphaera protusa</i>		<i>Senegalinium macrocystum</i>	
215	<i>Senegalinium microgranulatum</i>				<i>Senegalinium microgranulatum</i>	
216	<i>Senegalinium obscurum</i>				<i>Senegalinium obscurum</i>	
217	<i>Senoniasphaera inornata</i>					
218	<i>Senoniasphaera protusa</i>					
219	<i>Spindinium densispinatum</i>				<i>Spindinium densispinatum</i> cf.	
220	<i>Spindinium balmei</i>				<i>Spindinium balmei</i>	
221	<i>Spindinium echinoideum</i>				<i>Spindinium echinoideum</i>	
222	<i>Spiniferella cornuta</i> subsp. <i>laevimura</i>	<i>Spiniferella cornuta</i> subsp. <i>laevimura</i>				
223	<i>Spiniferites bejui</i>	<i>Spiniferites bejui</i>				
224	<i>Spiniferites fluens</i>	<i>Spiniferites fluens</i>				
225	<i>Spiniferites lenzii</i>	<i>Spiniferites lenzii</i>				
226	<i>Spiniferites membranaceus</i>	<i>Spiniferites membranaceus</i>				
227	<i>Spiniferites multibrevis</i>	<i>Spiniferites multibrevis</i>				
228	<i>Spiniferites pseudofurcatus</i>	<i>Spiniferites pseudofurcatus</i>				
229	<i>Spiniferites ramosus</i>	<i>Spiniferites ramosus</i>				
230	<i>Spiniferites supparus</i>	<i>Spiniferites supparus</i>				
231	<i>Spiniferites tripus</i>	<i>Spiniferites tripus</i>				
232	<i>Spiniferites twistringiensis</i>	<i>Spiniferites twistringiensis</i>				
233	<i>Spiniferites wetzelii</i>	<i>Spiniferites wetzelii</i>				
234	<i>Spongadinium deltiense</i>	<i>Spongadinium deltiense</i>				
235	<i>Subtilisphaera perlucida</i>				<i>Subtilisphaera perlucida</i>	
236	<i>Subtilisphaera pirmaensis</i>		<i>Systematophora cretacea</i>		<i>Subtilisphaera pirmaensis</i>	
237	<i>Subtilisphaera pontis-mariae</i>		<i>Systematophora placacantha</i>		<i>Subtilisphaera pontis-mariae</i>	
238	<i>Subtilisphaera zawia</i>				<i>Subtilisphaera zawia</i>	
239	<i>Surculosphaeridium longifurcatum</i>	<i>Surculosphaeridium longifurcatum</i>				
240	<i>Systematophora cretacea</i>					
241	<i>Systematophora placacantha</i>					
242	<i>Tanyosphaeridium regulare</i>	<i>Tanyosphaeridium regulare</i>				

Anexo A-3

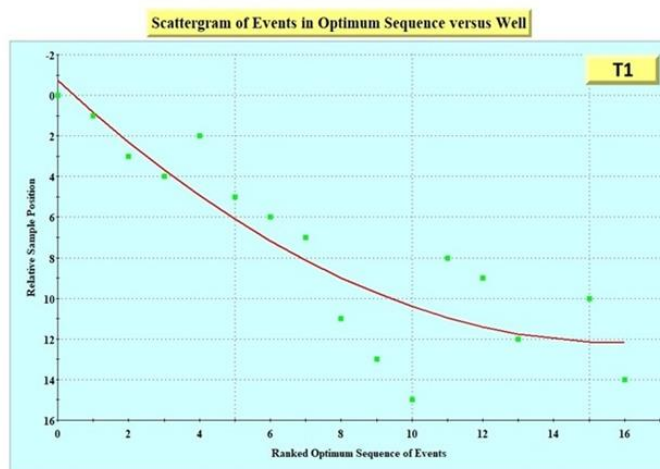
Figura 11. Diagramas de dispersión de los pozos de las cuencas de Venezuela. Gráficos que representan la curva cuadrática de mejor ajuste que por defecto incluye el método RASC para auditoría de los datos. Las imágenes se muestran en formato original de salida del programa RASC20.

Cuenca Barinas-Apure

SN	X	Y	No	Event Name
1	3	1	48	Cerodinium granulostriatum LO
2	4	2	170	Kallosphaeridium? helbyi LO
3	5	3	256	Senegalinium obscurum LO
4	7	6	58	Circulodinium distinctum LO
5	8	0	200	Odontochitina operculata LO
6	9	5	124	Exochosphaeridium bifidum LO
7	11	4	74	Coronifera oceanica LO
8	12	7	218	Palaeohystrichophora infusorioides
9	14	8	138	Hystrichodinium pulchrum LO
10	15	5	34	Canningia senonica LO

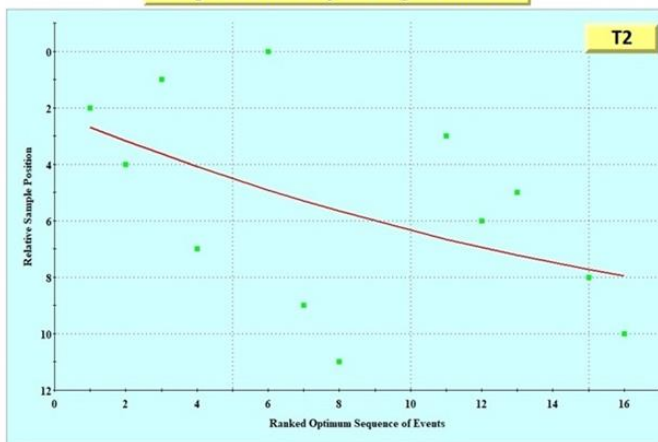


SN	X	Y	No	Event Name
1	0	0	44	Cerodinium boloniense LO
2	1	1	250	Senegalinium bicavatatum LO
3	2	3	18	Andalusiella polymorpha LO
4	3	4	48	Cerodinium granulostriatum LO
5	4	2	170	Kallosphaeridium? helbyi LO
6	5	5	256	Senegalinium obscurum LO
7	6	6	212	Palaeocystodinium australinum LO
8	7	7	58	Circulodinium distinctum LO
9	8	11	200	Odontochitina operculata LO
10	9	13	124	Exochosphaeridium bifidum LO
11	10	15	98	Dinogymnium acuminatum LO
12	11	8	74	Coronifera oceanica LO
13	12	5	218	Palaeohystrichophora infusorioides
14	13	12	296	Trichodinium castanea LO
15	15	10	34	Canningia senonica LO
16	16	14	278	Subtilisphaera pirnaensis LO

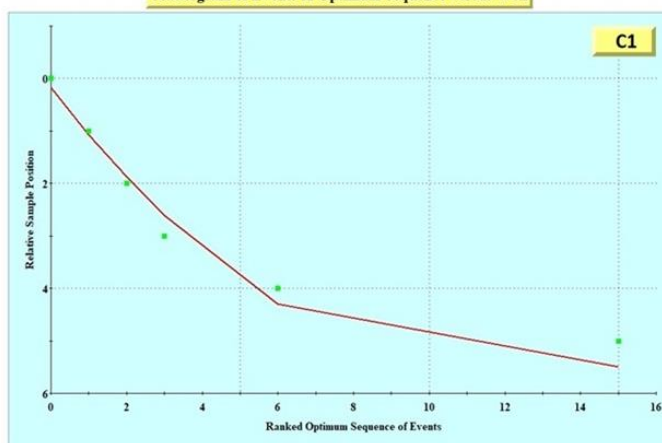


SN	X	Y	No	Event Name
1	1	2	250	Senegalinium bicavatum LO
2	2	4	18	Andalusiella polymorpha LO
3	3	1	48	Cerodinium granulostriatum LO
4	4	7	170	Kallosphaeridium? helbyi LO
5	6	0	212	Palaeocystodinium australinum LO
6	7	9	58	Circulodinium distinctum LO
7	8	11	200	Odonochitima operculata LO
8	11	3	74	Coronifera oceanica LO
9	12	6	218	Palaeohystrichophora infusorioides
10	13	5	296	Trichodinium castanea LO
11	15	8	34	Canningia senonica LO
12	16	10	278	Subtilisphaera pirnaensis LO

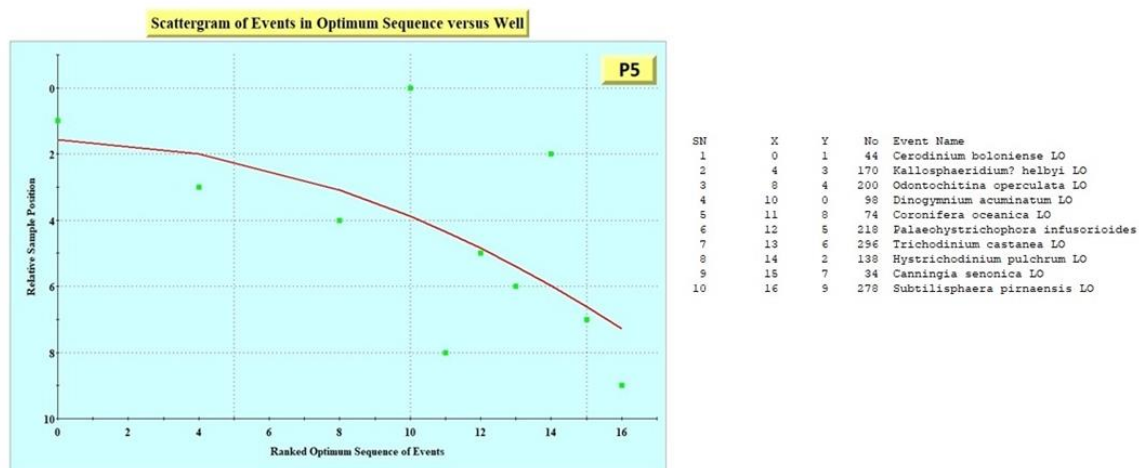
Scattergram of Events in Optimum Sequence versus Well



Scattergram of Events in Optimum Sequence versus Well



SN	X	Y	No	Event Name
1	0	0	44	Cerodinium boloniense LO
2	1	1	250	Senegalinium bicavatum LO
3	2	2	18	Andalusiella polymorpha LO
4	3	3	48	Cerodinium granulostriatum LO
5	6	4	212	Palaeocystodinium australinum LO
6	15	5	34	Canningia senonica LO



SN: número de eventos presentes en el pozo

No: número asociado del evento al diccionario

X: ranking de óptima secuencia de eventos

Y: posición relativa estandarizada por pozo

Anexo A-4.

Tabla 16. Modelo de etapas para cuencas de Venezuela. Tabla contentiva de valores que permiten identificar los eventos con una puntuación mayor a 6 o 12 puntos de penalización y sirven de control y auditoría para la interpretación de datos con RASC. Se conserva el formato original de salida del programa RASC20.

STEP MODEL								
THE STEPMODEL GIVES A PENALTY POINT FOR EACH POSITION AN EVENT RECORD IN A WELL IS OUT OF PLACE, RELATIVE TO THE EVENT ORDER IN THE (SCALED) OPTIMUM SEQUENCE.								
NAME (SCALED OPTIMUM SEQUENCE)	NUMBER	WELL NUMBER						
		1	2	3	4	5	6	7
Cerodinium boloniense LO	44	0.0			0.0		1.0	3.0
Andalusiella polymorpha LO	18	2.0	4.0		1.0	0.0		3.0
Senegalinium bicavatum LO	250	1.0	3.0		1.0	0.0		5.0
Palaeocystodinium australinum LO	212	3.0	2.0		1.0			3.0
Cerodinium granulostriatum LO	48	2.0	2.0	1.0	1.0			3.0
Senegalinium obscurum LO	256	2.0		2.0		0.0		6.0
Kallosphaeridium? helbyi LO	170	4.0	3.0	2.0			2.0	
Dinogymnium acuminatum LO	98	8.0				1.0	2.0	2.0
Circulodinium distinctum LO	58	1.0	4.0	3.0		1.0		
Odontochitina operculata LO	200	4.0	5.0	4.0		1.0	1.0	3.0
Coronifera oceanica LO	74	2.0	4.0	1.0		2.0	4.0	1.0
Exochosphaeridium bifidum LO	124	4.0		3.0		2.0		9.0
Trichodinium castanea LO	296	4.0	3.0			1.0	3.0	
Palaeohystrichophora infusorioides LO	218	4.0	3.0	2.0		0.0	3.0	0.0
Canningia senonica LO	34	4.0	2.0	3.0	0.0	1.0	2.0	0.0
Hystrichodinium pulchrum LO	138			1.0		1.0	6.0	0.0
Subtilisphaera pirnaensis LO	278	1.0	1.0			0.0	0.0	
KENDALL'S TAU =		0.62	0.45	0.51	0.73	0.87	0.47	0.51

Wells nomenclature
 1 T1
 2 T2
 3 B1
 4 C1
 5 P1
 6 P5
 7 S3

Anexo A-5.

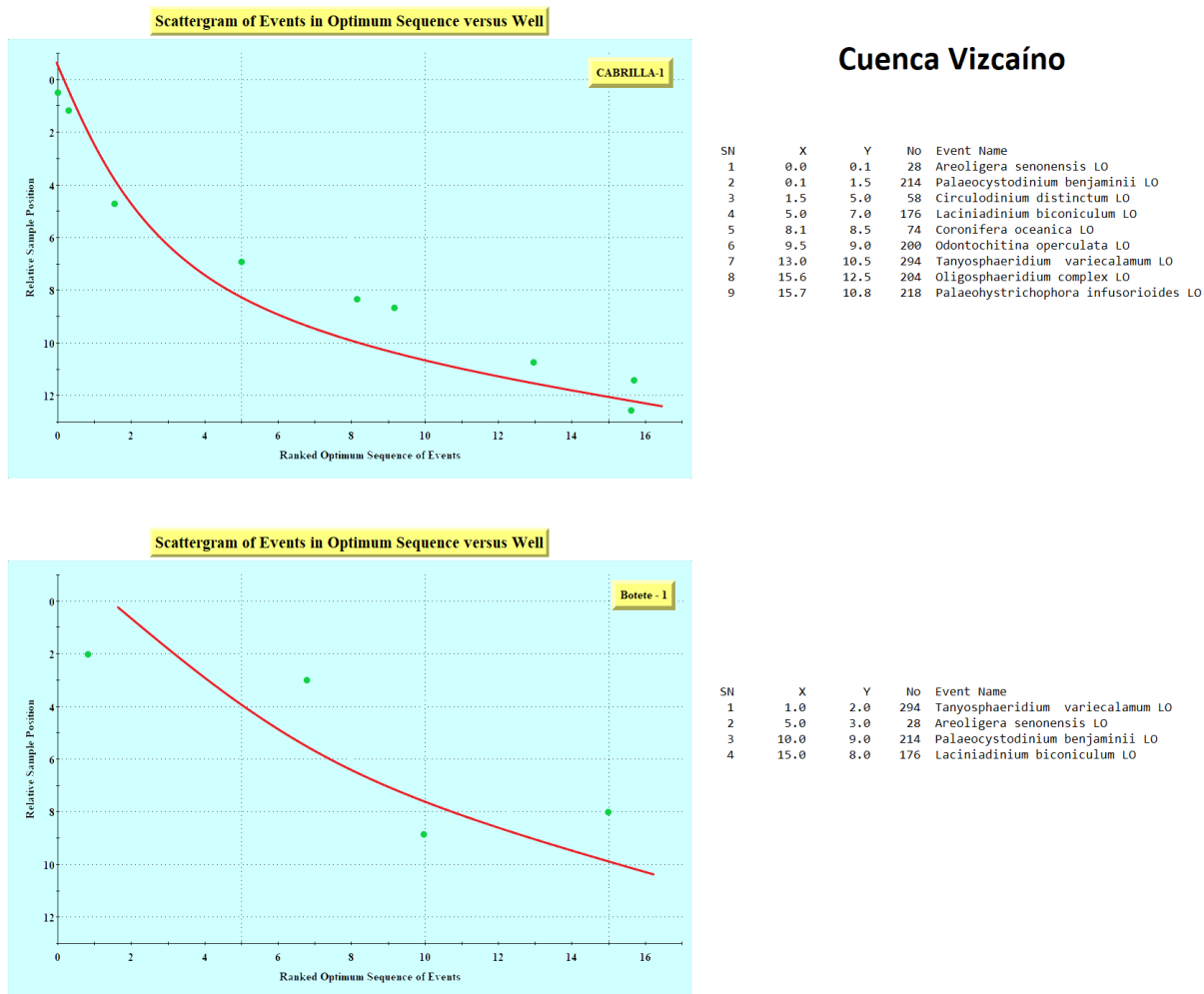
Tabla 17. Resultados de la prueba de normalidad para las cuencas de Venezuela. Se muestran las distancias con respecto a la primera y segunda desviación estándar y señala los eventos con más altas probabilidades de estar fuera de lugar en la secuencia óptima por pozo (resaltados en amarillo con * o **). Los datos se muestran en el formato original de salida del programa RASC20.

NORMALITY TEST				
Torunos - 2x (T2)				
			CUM. DIST.	2ND ORDER DIFF.
Palaeocystodinium australinum LO	212		0.6541	
Cerodinium granulostriatum LO	48		0.6965	-0.2432
Senegalinium bicavatum LO	250		0.4957	1.3434
Coronifera oceanica LO	74		1.6383	-2.4075 *
Andalusiella polymorpha LO	18		0.3734	2.7887 *
Trichodinium castanea LO	296		1.8973	-1.3842
Palaeohystrichophora infusorioides LO	218		2.0369	-1.1256
Kallosphaeridium? helbyi LO	170		1.0510	2.2759
Canningia senonica LO	34		2.3409	-2.0846
Circulodinium distinctum LO	58		1.5462	1.9657
Subtilisphaera pirnaensis LO	278		2.7172	-2.3110 *
Odontochitina operculata LO	200		1.5772	
* -GREATER THAN 95% PROBABILITY THAT EVENT IS OUT OF POSITION				
** -GREATER THAN 99% PROBABILITY THAT EVENT IS OUT OF POSITION				

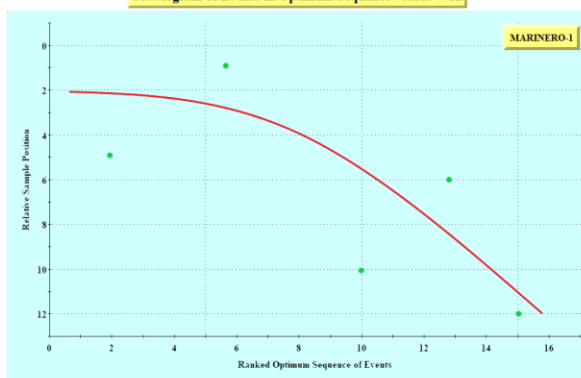
NORMALITY TEST				
PIC - 5E (P5)				
			CUM. DIST.	2ND ORDER DIFF.
Dinogymnium acuminatum LO	98		1.5450	
Cerodinium boloniense LO	44		0.0000	3.9253 **
Hystrichodinium pulchrum LO	138		2.3802	-3.7094 **
Kallosphaeridium? helbyi LO	170		1.0510	1.8554
Odontochitina operculata LO	200		1.5772	-0.0665
Palaeohystrichophora infusorioides LO	218		2.0369	-0.5994
Trichodinium castanea LO	296		1.8973	0.5833
Canningia senonica LO	34		2.3409	-1.1463
Coronifera oceanica LO	74		1.6383	1.7815
Subtilisphaera pirnaensis LO	278		2.7172	
* -GREATER THAN 95% PROBABILITY THAT EVENT IS OUT OF POSITION				
** -GREATER THAN 99% PROBABILITY THAT EVENT IS OUT OF POSITION				

Anexo A-7.

Figura 13. Diagramas de dispersión de los pozos de las cuencas de México. Gráficos que representan la curva cuadrática de mejor ajuste que por defecto incluye el método RASC para auditoría de los datos. Las imágenes se muestran en formato original de salida del programa RASC20.



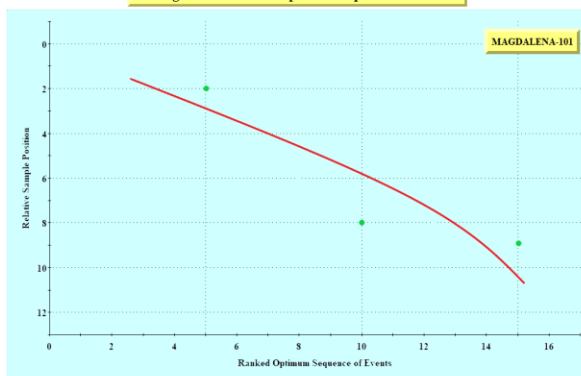
Scattergram of Events in Optimum Sequence versus Well



Cuenca Purísima

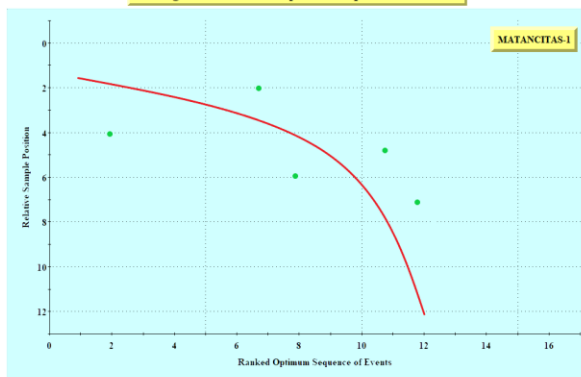
SN	X	Y	No	Event Name
1	2.0	5.0	214	Palaeocystodinium benjaminii LO
2	6.0	1.0	74	Coronifera oceanica LO
3	10.0	10.0	176	Laciniadinium biconiculum LO
4	13.0	6.0	204	Oligosphaeridium complex LO
5	15.0	12.0	200	Odontochitina operculata LO

Scattergram of Events in Optimum Sequence versus Well



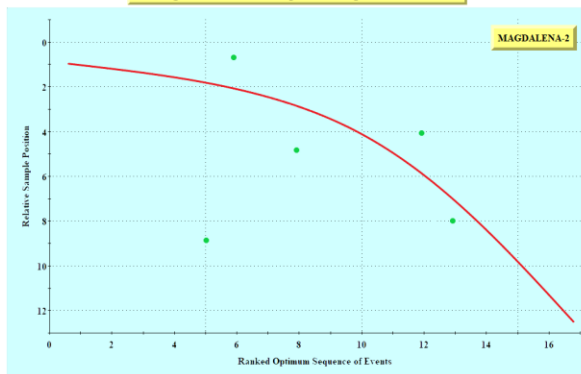
SN	X	Y	No	Event Name
1	5.0	2.0	218	Palaeohystrichophora infusorioides LO
2	10.0	8.0	28	Areoligera senonensis LO
3	15.0	9.0	58	Circulodinium distinctum LO

Scattergram of Events in Optimum Sequence versus Well



SN	X	Y	No	Event Name
1	2.0	4.0	28	Areoligera senonensis LO
2	7.0	2.0	294	Tanyosphaeridium variecalamum LO
3	8.0	6.0	218	Palaeohystrichophora infusorioides LO
4	11.0	5.0	58	Circulodinium distinctum LO
5	12.0	7.0	134	Hafniasphaera fluens LO

Scattergram of Events in Optimum Sequence versus Well



SN	X	Y	No	Event Name
1	5.0	9.0	204	Oligosphaeridium complex LO
2	5.8	0.8	58	Circulodinium distinctum LO
3	8.0	5.0	74	Coronifera oceanica LO
4	12.0	4.0	200	Odontochitina operculata LO
5	12.9	8.0	134	Hafniasphaera fluens LO

Anexo A-8.

Tabla 18. Modelo de etapas para las cuencas de México. Tabla contentiva de valores que permiten identificar los eventos con una puntuación mayor a 6 o 12 puntos de penalización y sirven de control y auditoría para la interpretación de datos con RASC. Se conserva el formato original de salida del programa RASC20.

STEP MODEL

THE STEPMODEL GIVES A PENALTY POINT FOR EACH POSITION
AN EVENT RECORD IN A WELL IS OUT OF PLACE, RELATIVE TO
THE EVENT ORDER IN THE (SCALED) OPTIMUM SEQUENCE.

NAME (OPTIMUM SEQUENCE)	NUMBER	WELL NUMBER					
		1	2	3	4	5	6
Tanyosphaeridium variecalamum LO	294	0.0	1.0			1.0	
Areoligera senonensis LO	28	0.0	0.0		1.0	1.0	
Palaeocystodinium benjaminii LO	214	0.0	1.0	6.5			
Circulodinium distinctum LO	58		1.0		1.0	0.0	2.0
Palaeohystrichophora infusorioides LO	218		0.0		0.0	0.0	
Hafniasphaera fluens LO	134					0.0	1.0
Laciniadinium biconiculum LO	176	0.0	2.0	7.0			
Coronifera oceanica LO	74		1.0	1.0			1.0
Odontochitina operculata LO	200		0.0	1.0			0.0
Oligosphaeridium complex LO	204		0.1	0.0			7.0
KENDALL'S TAU =		1.00	0.87	0.40	0.63	0.80	0.50

SEQUENCE OF WELLS:

- 1 Botete - 1
- 2 CABRILLA-1
- 3 MARINERO-1
- 4 MAGDALENA-101
- 5 MATANCITAS-1
- 6 MAGDALENA-2

Anexo A-9.

Tabla 19. Resultados de la prueba de normalidad para las cuencas de Venezuela. Se muestran las distancias con respecto a la primera y segunda desviación estándar y señala los eventos con más altas probabilidades de estar fuera de lugar en la secuencia óptima por pozo (resaltados en amarillo con * o **). Los datos se muestran en el formato original de salida del programa RASC20.

NORMALITY TEST

MAGDALENA-2

		CUM. DIST.	2ND ORDER DIFF.
Coronifera oceanica LO	74	1.5771	
Hafniasphaera fluens LO	134	0.4957	1.3434 *
Circulodinium distinctum LO	58	1.8973	-1.3842
Odontochitina operculata LO	200	1.6772	-0.0664
Oligosphaeridium complex LO	204	2.3901	-3.7163 **

* -GREATER THAN 95% PROBABILITY THAT EVENT IS OUT OF POSITION

** -GREATER THAN 99% PROBABILITY THAT EVENT IS OUT OF POSITION

NORMALITY TEST

MATANCITAS-1

		CUM. DIST.	2ND ORDER DIFF.
Areoligera senonensis LO	28	0.6531	
Tanyosphaeridium variecalamum LO	294	2.7263	-2.3511 *
Circulodinium distinctum LO	58	0.6835	-0.2532
Hafniasphaera fluens LO	143	1.5572	1.9357 *
Palaeohystrichophora infusorioides LO	218	1.5662	

* -GREATER THAN 95% PROBABILITY THAT EVENT IS OUT OF POSITION

** -GREATER THAN 99% PROBABILITY THAT EVENT IS OUT OF POSITION

Anexo A-11.

Tabla 20. Lista de especies descritas en los reportes por autor y región de estudio. Estos datos están contenidos en la Tabla 3 del texto. Están ordenadas alfabéticamente. De esta información parte el contenido de la Tabla 13 del texto.

Yepes, 2001 (Colombia, Venezuela)	
Achomosphaera ramulifera	
Achomosphaera spp.	
Alisogymnium spp.	
Andalusiella dubia	
Andalusiella gabonensis	
Andalusiella mauthei	
Andalusiella mauthei subsp. aegyptiaca	
Andalusiella polymorpha	
Andalusiella rhomboides	
Andalusiella spp.	
Apteodinium spp.	
Areoligera coronata	
Areoligera senonensis	
Areoligera spp.	
Batiacasphaera spp.	
Canningia sp.	Lejeunecysta sp. cf. L. pulchra
Cerodinium diebelii	Lejeunecysta spp.
Cerodinium pannuceum	Manumiella seelandica
Cerodinium sp. B	Odontochitina operculata
Cerodinium spp.	Odontochitina spp.
Circulodinium distinctum	Oligosphaeridium sp.
Cometodinium whitei	Operculodinium spp.
Cordosphaeridium fibrospinosum	Palaeocystodinium australinum
Cordosphaeridium inodes	Palaeocystodinium golzowense
Cordosphaeridium senegalense	Palaeocystodinium lidiae
Cordosphaeridium spp.	Palaeocystodinium spp.
Coronifera spp.	Palaeohystrichophora infusorioides
Cribopteridinium sp.	Phelodinium aff. nigericum
Danea californica	Phelodinium gaditanum
Dinogymnium acuminatum	Phelodinium magnificum
Dinogymnium spp.	Phelodinium pentagonale
Diphyes sp.	Phelodinium sp. cf. P. tricuspe
Disphaerogena carposphaeropsis	Phelodinium spp.
Downiesphaeridium sp. cf. D. spinulastrum	Phelodinium tricuspe
Downiesphaeridium spp.	Prolixosphaeridium spp.
Exocosphaeridium bifidum	Senegalinium laevigatum
Exocosphaeridium sp. cf. E. muelleri	Senegalinium obscurum
Exocosphaeridium spp.	Senegalinium spp.
Fibrocysta spp.	Senoniasphaera inornata
Glaphyrocysta perforata	Spiniferites spp.
Glaphyrocysta reticulosa	Subtilisphaera sp.
Glaphyrocysta spp.	Tanyosphaeridium spp.
Hystrichodinium sp.	Tanyosphaeridium variecalamum
Hystrichosphaeridium spp.	Thalassiphora patula
Hystrichosphaeridium tubiferum	Thalassiphora sp.
Impletosphaeridium spp.	Trichodinium castanea
Kenleyia sp.	Trichodinium spp.
Kleithriasphaeridium aff. loffrense	Trithyrodinium evittii
Lejeunecysta aff. hyalina	Trithyrodinium spp.
Lejeunecysta circularis	Xenascus ceratioides
	Yolkinigymnium lanceolatum

Helenes et al., 1998 and Helenes and Somoza, 1999 (Venezuela)	<i>Cribooperidinium edwardsii</i>
<i>Achomosphaera ramulifera</i>	<i>Cribooperidinium exilicristatum</i>
<i>Achomosphaera</i> sp	<i>Cribooperidinium tenuitabulatum</i>
<i>Adnatospaeridium</i> sp	<i>Cyclonephelium chabaca</i>
<i>Alisogymnium euclaense</i>	<i>Cribooperidinium</i> sp
<i>Alterbidinium acutulum</i>	<i>Cyclonephelium</i> sp
<i>Alterbidinium minus</i>	<i>Cyclonephelium vannophorum</i>
<i>Alterbidinium pilosum</i>	<i>Deflandrea galeata</i>
<i>Andalusiella gabonensis</i>	<i>Dinogymnium acuminatum</i>
<i>Andalusiella mauthei</i>	<i>Dinogymnium cretaceum</i>
<i>Andalusiella polymorpha</i>	<i>Dinogymnium digitus</i>
<i>Andalusiella</i> sp	<i>Dinogymnium heterocostatum</i>
<i>Apteodinium deflandrei</i>	<i>Dinogymnium microgranulosum</i>
<i>Apteodinium frontierense</i>	<i>Dinogymnium nelsonense</i>
<i>Apteodinium</i> sp	<i>Dinogymnium</i> sp
<i>Areoligera coronata</i>	<i>Dinogymnium undulosum</i>
<i>Areoligera senonensis</i>	<i>Dinogymnium westralium</i>
<i>Areoligera</i> sp	<i>Diphyes colligerum</i>
<i>Areosphaeridium</i> sp	<i>Diphyes recurvatum</i>
<i>Batiacasphaera</i> sp	<i>Duosphaeridium rugosum</i>
<i>Canningia reticulata</i>	<i>Dinopterygium cladoides</i>
<i>Canningia senonica</i>	<i>Enneadocysta arcuata</i>
<i>Carpatella cornuta</i>	<i>Eurydinium ingramii</i>
<i>Cassiculosphaeridia reticulata</i>	<i>Exochosphaeridium bifidum</i>
<i>Cepadinium</i> sp	<i>Exochosphaeridium</i> sp
<i>Cerodinium albertii</i>	<i>Fibrocysta axialis</i>
<i>Cepadinium ventriosum</i>	<i>Fibrocysta</i> sp.
<i>Cerodinium boloniense</i>	<i>Florentinia ferox</i>
<i>Cerodinium diebelii</i>	<i>Florentinia mantellii</i>
<i>Cerodinium granulostriatum</i>	<i>Glaphyrocysta</i> sp
<i>Cerodinium</i> sp	<i>Heteraulacacysta campanula</i>
<i>Cerodinium speciosum</i>	<i>Heteraulacacysta</i> sp
<i>Chatangiella victoriensis</i>	<i>Homotryblium</i> sp
<i>Chytroeisphaeridia baetica</i>	<i>Hystrichodinium pulchrum</i>
<i>Circulodinium colliveri</i>	<i>Hystrichodinium</i> sp
<i>Circulodinium distinctum</i>	<i>Hystrichosphaeridium</i> sp
<i>Circulodinium</i> sp	<i>Hystrichosphaeridium tubiferum</i>
<i>Cleistosphaeridium placacanthum</i>	<i>Hystrichosphaerina turonica</i>
<i>Cleistosphaeridium</i> sp	<i>Isabelidinium acuminatum</i>
<i>Cometodinium</i> sp	<i>Isabelidinium bakeri</i>
<i>Cordosphaeridium fibrospinosum</i>	<i>Isabelidinium belfastensis</i>
<i>Cometodinium whitei</i>	<i>Isabelidinium cooksoniae</i>
<i>Cordosphaeridium gracile</i>	<i>Isabelidinium cretaceum</i>
<i>Cordosphaeridium inodes</i>	<i>Isabelidinium glabrum</i>
<i>Cordosphaeridium robustum</i>	<i>Isabelidinium pellucidum</i>
<i>Coronifera oceanica</i>	<i>Isabelidinium</i> sp
<i>Coronifera</i> sp	<i>Kallosphaeridium ringnesiorum</i>
<i>Cribooperidinium cooksoniae</i>	<i>Kallosphaeridium? helbyi</i>
	<i>Kenleyia pachycerata</i>
	<i>Kenleyia</i> sp

Kleithrisphaeridium truncatum	
Leberidocysta chlamydata	
Lejeunecysta hyalina	
Lingulodinium machaerophorum	
Manumiella sp	
Manumiella seelandica	
Microdinium reticulatum	
Muratodinium fimbriatum	
Nematosphaeropsis densiradiata	
Nematosphaeropsis reticulensis	
Nematosphaeropsis sp	
Odontochitina ancala	
Odontochitina costata	
Odontochitina operculata	
Odontochitina sp	
Oligosphaeridium complex	
Oligosphaeridium pulcherrimum	
Oligosphaeridium sp	
Operculodinium centrocarpum	
Operculodinium microtriainum	
Operculodinium sp	
Ovoidinium verrucosum	
Palaeocystodinium australinum	
Palaeocystodinium benjaminii	
Palaeocystodinium rhomboides subsp. incertum	
Palaeocystodinium sp	
Palaeohystrichophora infusorioides	
Palaeoperidinium cretaceum	
Palaeoperidinium pyrophorum	
Palynodinium grillator	
Pervosphaeridium cenomaniense	
Phelodinium gaditanum	
Phelodinium magnificum	
Polysphaeridium zoharyi	
Pseudoceratium interiorensis	
Pseudoceratium securigerum	Spiniferites sp
Pseudoceratium sp	Spongodinium delitiense
Pterodinium cingulatum	Subtilisphaera perlucida
Raetiaedinium truncigerum	Subtilisphaera pirnaensis
Selenopemphix nephroides	Subtilisphaera pontis-mariae
Senegalinium bicavatum	Subtilisphaera sp
Senegalinium laevigatum	Surculosphaeridium longifurcatum
Senegalinium macrocystum	Systematophora cretacea
Senegalinium microgranulatum	Systematophora sp.
Senegalinium obscurum	Trichodinium castanea
Senegalinium sp	Trithyrodinium fragile
Spinidinium balmei	Turbiosphaera filosa
Spinidinium echinoideum	Unipontidinium grande
Spinidinium sp	Vesperopsis mayi
Spiniferites multibrevis	Xenascus ceratioides
Spiniferites pseudofurcatus	Xenascus plotei

	Oboh-Ikuenobe et al., 1998 (Gulf of Guinea)
	Achomosphaera sp. cf. A. danica
	Achomosphaera mariannae
	Achomosphaera ramulifera
	Achomosphaera ramulifera subsp. ramulifera
	Achomosphaera sagena
	Alterbidinium varium
	Alysogymnium euclaense
	Andalusiella gabonense
	Andalusiella sp.
	Apteodinium sp.
	Areoligera sp. cf. A. senonensis
	Areoligera coronata
	Areoligera lemniscata
	Areoligera senonensis
	Areoligera spp.
	Batiacasphaera sp.
	Canningia senonica
	Canningia sp.
	Cerodinium boloniense
	Cerodinium sp. cf. C. leptodermum
	Cerodinium diebelii
	Cerodinium granulostriatum
	Cerodinium leptodermum
	Cerodinium spp.
	Cerodinium striatum
	Cerodinium speciosum
	Chytrioisphaeridia spp.
	Circulodinium distinctum
	Circulodinium sp.
	Cleistosphaeridium sp. cf. C. clavulum
	Cleistosphaeridium spp.
	Cleistosphaeridium flexuosum
	Cordosphaeridium fibrospinosum
	Cordosphaeridium inodes
	Cordosphaeridium sp.
	Coronifera oceanica
	Cribroperidinium sp. cf. C. auctificum
	Cribroperidinium wetzeli
	Cyclapophysis monmouthensis
	Cyclonephelium compactum
	Cyclonephelium sp. cf. C. crassimarginatum
	Cyclonephelium crassimarginatum
	Cyclonephelium paucispinum
	Cyclonephelium vannophorum
	Dinogymnium acuminatum
	Dinogymnium cretaceum
	Dinogymnium longicorne
Tea-Yassi et al., 1999 (Gulf of Guinea)	
Andalusiella gabonensis	
Andalusiella ivoirensis	
Andalusiella mauthei	
Andalusiella polymorpha	
Apteodinium fallax	
Cerodinium boloniense	
Cerodinium diebelii	
Circulodinium distinctum	
Dinogymnium acuminatum	
Dinogymnium euclaense	
Dinogymnium westralinum	
Ifecysta lappacea	
Isabelidinium pellucidum	
Manumiella cretacea	
Odontochitina operculata	
Palaeocystodinium australinum	
Palaeocystodinium golzowense	
Selenopemphix nephroides	
Selenopemphix warriensis	
Senoniasphaera protrusa	
Trichodinium castanea	
Trichodinium sp.	
Tuberculodinium vancampoae	
Xenascus ceratioides	

Dinogymnium sp.	
Dinogymnium undulosum	
Diphyes sp. cf. D. colligerum	
Diphyes colligerum	
Dinogymnium westralium	
Exochosphaeridium bifidum	
Exochosphaeridium phragmites	
Exophosphaeridium spp.	
Fibrocysta sp. cf. F. klumppiae	
Fibrocysta spp.	
Fibrocysta sp. cf. F. Bipolaris	
Florentinia cooksoniae	
Florentinia ferox	
Geiselodinium psilatam	
Glaphyrocysta exuberans	
Glaphyrocysta ordinata	
Glaphyrocysta perforata	
Hystrichodinium pulchrum	
Hystrichosphaeridium sp. cf. H. tubiferum	
Hystrichosphaeridium sp.	
Granodiscus granulatus	
Hystrichosphaeridium tubiferum	
Isabelidinium cooksoniae	
Kallosphaeridium? sp.	
Kallosphaeridium? ringnesiorum	
Kenleyia leptocerata	
Kenleyia sp. cf. K. Lophophora	
Lejeunecysta sp.	
Manumiella rajjae	
Manumiella seelandica	
Micrhystridium sp.	
Odontochitina operculata	Spiniferites cornutus subsp. laevimurus
Odontochitina porifera	Spiniferites fluens
Odontochitina spp.	Spiniferites ramosus subsp. ramosus
Oligosphaeridium complex	Spiniferites spp.
Palaeocystodinium australinum	Spiniferites supparus
Palaeocystodinium benjaminii	Spiniferites twistringiensis
Palaeocystodinium lidiae	Spiniferites wetzeli
Palaeocystodinium sp. cf. P. golzowense	Subtilisphaera?pirnaensis
Palaeocystodinium spp.	Subtilisphaera sp.
Palaeohystrichophora infusorioides	Subtilisphaera zawia
Palaeoperidinium sp. cf. P. pyrophorum	Systematophora placacantha
Palaeoperidinium cretaceum	Tanyosphaeridium regulare
Phelodinium gaditanum	Tanyosphaeridium salpinx
Phelodinium sp.	Tanyosphaeridium sp.
Pierceites pentagonus	Tanyosphaeridium variecalamus
Senegalinium laevigatum	Tanyosphaeridium xanthiopyxides
Senegalinium spp.	Thalassiphora pelagica
Spinidinium sp. cf. S. densispinatum	Trichodinium castanea
Spiniferites sp. cf. S. lenzii	Trichodinium sp. cf. T. hirsutum

Masure et al., 1998 (Gulf of Guinea)	
Andalusiella gabonensis	
Andalusiella ivoirensis	
Andalusiella mauthei ssp. mauthei	
Andalusiella mauthei ssp. punctata	
Andalusiella rhomboides	
Areoligera senonensis	
Achomosphaera triangulata	
Alterbidinium varium	
Achomosphaera verdieri	
Areoligera volata	
Cribroperidinium cooksoniae	
Cyclonephelium deconinckii	
Cerodinium diebelii	
Cerodinium granulostriatum	
Cerodinium leptodermum	
Coronifera oceanica	
Cordosphaeridium varians	
Cordosphaeridium sp. cf. C. inodes	
Dinopterygium cladoides	
Dinogymnium cretaceum	
Dinogymnium denticulatum	
Dapsilidinium laminaspinosum	
Florentinia radiculata	
Florentinia resex	
Hystrichodinium sp. cf. H. ramoides	
Glaphyrocysta wilsonii	
Hystrichodinium pulchrum ssp. densispinum	
Isabelidinium acuminatum	
Kleithriasphaeridium loffrense	
Oligosphaeridium complex	
Oligosphaeridium dividuum	
Odontochitina operculata	
Odontochitina porifera	
Oligosphaeridium porosum	
Oligosphaeridium pulcherrimum	
Palaeocystodinium australinum	
Pterodinium cingulatum ssp. cingulatum	
Palaeohystrichophora infusorioides	
Phelodinium magnificum	
Spiniferites bejui	
Pervosphaeridium truncatum	Spiniferites ramosus ssp. ramosus
Palaeohystrichophora cheit	Spiniferites tripus
Hafniasphaera fluens	Trithyrodinium druggii
Senegalinium laevigatum	Unipontidinium grande
Spiniferites lenzii	Trichodinium castanea ssp. bifurcatum
Spiniferites multibrevis	Dinopterygium alatum
Spiniferites pseudofurcatus	Xenascus gochtii

	Guédé et al., 2018 (Côte D'Ivoire)
	<i>Achomosphaera alcornu</i>
	<i>Achomosphaera crassipellis</i>
	<i>Adnatosphaeridium vittatum</i>
	<i>Amphorosphaeridium fenestratum</i> subsp. <i>dividum</i>
	<i>Amphorosphaeridium multispinosum</i>
	<i>Andalusiella dubia</i>
	<i>Andalusiella gabonensis</i>
	<i>Andalusiella ivoirensis</i>
	<i>Andalusiella mauthei</i> subsp. <i>Mauthei</i>
	<i>Andalusiella mauthei</i> subsp. <i>punctata</i>
	<i>Andalusiella polymorpha</i>
	<i>Andalusiella spicata</i>
	<i>Apectodinium homomorphum</i>
	<i>Apectodinium quinquelatum</i>
	<i>Areoligera senonensis</i>
	<i>Bitubericysta boroujiana</i>
	<i>Cassidium fragile</i>
	<i>Cerodinium diebelii</i>
	<i>Cerodinium granulostriatum</i>
	<i>Chytroeisphaeridia baetica</i>
	<i>Cordosphaeridium fibrospinosum</i>
	<i>Cribooperidium</i> sp.
	<i>Dapsilidinium laminaspinosum</i>
	<i>Dinogymnium acuminatum</i>
	<i>Disphaerogena carposphaeropsis</i>
	<i>Diphyes colligerum</i>
	<i>Fibrocysta axialis</i>
Sánchez-Pellicer et al., 2017 (Gulf of Guinea)	<i>Fibrocysta lappacea</i>
<i>Andalusiella ivoirensis</i>	<i>Fibrocysta</i> sp. cf. <i>F. lappacea</i>
<i>Andalusiella</i> spp	<i>Hafniasphaera septata</i>
<i>Areoligera</i> spp	<i>Homotryblium tenuispinosum</i>
<i>Cerodinium diebelii</i>	<i>Kallosphaeridium yorubaense</i>
<i>Cerodinium leptodermum</i>	<i>Lejeunecysta hyalina</i>
<i>Cerodinium</i> spp	<i>Muratodinium fimbriatum</i>
<i>Cyclonephelium vannophorum</i>	<i>Odontochitina operculata</i>
<i>Dinogymnium</i> spp	<i>Operculodinium centrocarpum</i>
<i>Dinogymnium undulosum</i>	<i>Operculodinium israelianum</i>
<i>Kenleyia</i> spp	<i>Palaeocystodinium australinum</i>
<i>Odontichitina</i> spp	<i>Palaeocystodinium bulliforme</i>
<i>Palaeocystodinium lidiae</i>	<i>Pentadinium</i> sp. cf. <i>P. laticinctum</i>
<i>Palaeocystodinium</i> spp	<i>Palaeocystodinium golzowense</i>
<i>Palaeohystrichophora cheit</i>	<i>Phelodinium magnificum</i>
<i>Phelodinium magnificum</i>	<i>Polysphaeridium subtile</i>
<i>Trichodinium castanea</i>	<i>Senegalinium bicavatum</i>
<i>Trithyrodinium</i> spp	<i>Senegalinium laevigatum</i>
<i>Turbiosphaera</i> spp	<i>Senegalinium microgranulatum</i>
<i>Unipontidinium grande</i>	<i>Spiniferites membranaceus</i>
<i>Xenascus gotchii</i>	<i>Spiniferites ramosus</i>
	<i>Turbiosphaera galatea</i>

Durugbo & Ogundipe, 2019 (Nigeria)	
Achomospaera ramulifera	
Achomospaera sp.	
Adnatospaeridium	
Alisogymnium dowolio	
Alisogymnium sp.	
Apteodinium cf reticulatum	
Batiacasphaera sp.	
Callaisphaeridium trycherium.	
Canningia sp.	
Chatangiella sp.	
Circulodinium sp.	
Cleistospaeridium sp.	
Coronifera spp.	
Cribroperidinium orthoceras	
Cyclonephelium chabaca	
Cyclonephelium compactum	
Dingodinium sp.	
Dinogymnium cretaceum	
Dinogymnium denticulatum	
Dinogymnium nelsonense	
Dinogymnium pustulicostatum	
Dinogymnium undulosum	
Dinogymnium cf. vozzhennikovae	
Dinogymnium westralium	
	Atta-Peters and Salami 2006 (G Guinea)
Dinogymnium sp.	<i>Achilleodinium</i> sp.
Epelidosphaeridia spinosa	<i>Achomospaera</i> spp.
Exochosphaeridium sp.	<i>Adnatospaeridium multispinosum</i>
Exochosphaeridium phragmites	<i>Amphosphaeidium?</i> <i>multispinosum</i>
Florentinia deanei	<i>Andalusiella gabonensis</i>
Florentinia resex	<i>Andalusiella mauthei</i>
Florentinia sp.	<i>Andalusiella polymorpha</i>
Gonyaulacacysta sp.	<i>Areoligera</i> sp.
Tehammadinium cf. tenuiceras	<i>Cerodinium diebelii</i>
Hapsocysta spp.	<i>Cerodinium obliquipes</i>
Hystrichodinium sp.	<i>Cerodinium boloniense</i>
Hystrichosphaerina schweindolfii	<i>Cordosphaeridium fibrospinosum</i>
Heterosphaeridium difficile	<i>Cordosphaeridium inodes</i>
Kallosphaeridium sp.	<i>Cyclonephelium vannophorum</i>
Maduradinium spp.	<i>Dinogymnium digitus</i>
Meiourogonyaulax cf. bulloideus	<i>Dinogymnium undulosum</i>
Nelsoniella acreas	<i>Dinogymnium acuminatum</i>
Oligosphaeridium albertense	<i>Diphys colligerum</i>
Oligosphaeridium diluculum	<i>Fibrocysta bipolaris</i>
Oligosphaeridium buciniferum	<i>Florentina</i> sp.
Oligosphaeridium complex	<i>Glaphyrocysta</i> sp.
Oligosphaeridium pulcherrimum	<i>Hafniasphaera. Septata</i>
Palaecystodinium golzowenze	<i>Kenleyia pachygerata</i>
Pareodinia ceratophora	<i>Odontochitina operculata</i>
Perisseiasphaeridium pannosum?	<i>Odontochitina porifera</i>
Polysphaeridium sp.	<i>Oligosphaeridium complex</i>
Spiniferites fluens	<i>Oligosphaeridium complex</i>
Spiniferites multibrevis	<i>Palaeocystodinium australinum</i>
Spiniferites ramosus	<i>Palaeocystodinium golzowense</i>
Spiniferites sp.	<i>Palaecystodinium australinum</i>
Stiphrosphaeridium sp.	<i>Palaecystodinium golzowense</i>
Subtilisphaera sp.	<i>Paleohystrichophora infusorioides</i>
Surculosphaeridium longifurcatum	<i>Phelodinium magnificum</i>
Surculosphaeridium sp.	<i>Phelodinium tricuspe</i>
Systematophora sp.	<i>Polykrikos</i> sp.
	<i>Senegalium laevigatum</i>
	<i>Spiniferites ramosus</i>
	<i>Spiniferites spp</i>
	<i>Subtilisphaera</i> sp.
	<i>Trichodinium castanea</i>
	<i>Xenascus ceratioides</i>