

**UNIVERSIDAD DE CIENCIAS
Y ARTES DE CHIAPAS**

INSTITUTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

TESIS

**Factores ambientales y fisiológicos que afectan
el perfil alcaloidal de *Annona purpurea*. Mociño
& Sesse ex Dunal, durante el estiaje.**

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE

**MAESTRO EN CIENCIAS EN
BIODIVERSIDAD Y CONSERVACIÓN DE
ECOSISTEMAS TROPICALES**

PRESENTA

JOSÉ FRANCISCO HERNÁNDEZ MORALES

PHD. ALMA ROSA GONZÁLEZ ESQUINCA

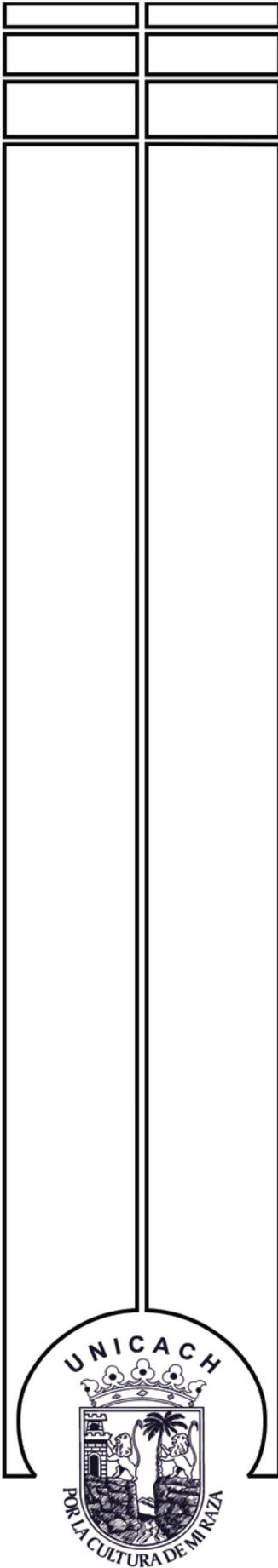
Directora

PHD. MARISOL CASTRO MORENO
Asesor

PHD SERGIO LÓPEZ MENDOZA
Asesor

Tuxtla Gutiérrez, Chiapas

Agosto de 2017





UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y ARTES DE CHIAPAS
SECRETARÍA ACADÉMICA
Dirección de Investigación Y Posgrado

Tuxtla Gutiérrez, Chiapas
07 de julio de 2017
Oficio No. DIP- 434/2017

C. José Francisco Hernández Morales
Candidato al Grado de
Maestro en Ciencias en Biodiversidad
y Conservación de Ecosistemas Tropicales
P r e s e n t e.

En virtud de que se me ha hecho llegar por escrito la opinión favorable de la Comisión Revisora que analizó su trabajo terminal denominado **“Factores ambientales y fisiológicos que afectan al perfil alcaloidal de *Annona purpurea*. Mociño & Sesse ex Dunal, durante el estiaje”** y que dicho trabajo cumple con los criterios metodológicos y de contenido, esta Dirección a mi cargo le **autoriza la impresión** del documento mencionado, para la defensa oral del mismo, en el examen que usted sustentará para obtener el Grado de Maestro en Ciencias en Biodiversidad y Conservación de Ecosistemas Tropicales. Se le pide observar las características normativas que debe tener el documento impreso y entregar en esta Dirección un tanto empastado del mismo.

Atentamente

“Por la Cultura de mi Raza”


Dra. María Adelina Schlie Guzmán
Directora.


DIRECCION DE INVESTIGACION
Y POSGRADO

C.c.p. Expediente

Agradecimientos

A la Doctora Alma Rosa por su conducción, apoyo incondicional y conocimiento, sin los cuales, habría sido imposible concluir satisfactoriamente este proyecto. A los Doctores Iván, Marisol, Sergio y Wilfredo, que más que asesores, siempre fueron amigos que amablemente se prestaron a resolver cualquier duda y sacrificaron tiempo personal en las múltiples revisiones. De ustedes cinco he aprendido más de lo que nunca llegue a imaginar.

A Alfredo, Christian, Claudia, (Doctora) Lorena y demás compañeros, que con la convivencia diaria, convirtieron el laboratorio en nuestra 2ª casa, más que un centro de trabajo.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, que por medio de la Beca apoyó este trabajo de investigación, sin su apoyo, la realización del mismo habría sido imposible.

Biol. Francisco Hernández M.

Índice

1	Introducción	1
2	Marco Teórico	4
2.1	Familia Annonaceae	4
2.1.1	<i>Annona</i>	6
2.1.2	<i>A. purpurea</i>	6
2.2.	Selva Baja Caducifolia	8
2.3	Metabolitos Secundarios de las anonas	12
2.3.1	Alcaloides en la Familia Annonaceae	14
2.4	Variación de metabolitos secundarios	15
3	Antecedentes	19
3.1	Metabolitos Secundarios encontrados en <i>Annona purpurea</i> .	19
3.2	Alcaloides reportados en <i>Annona purpurea</i> .	20
4	Objetivos	23
4.1	Hipótesis	24
5	Método	25
5.1	Diseño experimental	25
5.2	Caracterización de la zona de trabajo.	26
5.3	Clima en el área de trabajo.	27
5.4	Variables ecofisiológicas	27
5.4.1.	Potencial hídrico al amanecer (ψ_{pd})	27
5.4.2	Fotosíntesis y captura de Carbono en plántulas de <i>A. purpurea</i> a lo largo de un ciclo anual	28
5.5	Perfil alcaloidal de plántulas de <i>A. purpurea</i> a lo largo de un ciclo anual	28

5.5.1	Obtención de juveniles	28
5.5.2	Siembra en la zona de estudio	29
5.5.3	Muestreo y recolecta de material vegetal.	29
5.5.4	Obtención del Extracto alcaloidal total	30
5.5.5	Determinación y cuantificación de alcaloides.	31
5.6	Diferencias órgano-específicas y fenología en los perfiles alcaloidales de <i>A. purpurea</i>	32
5.7	Análisis de resultados	33
6	Resultados	36
6.1	Caracterización climática y física del área de trabajo	36
6.1.1	Ubicación espacial y características	36
6.1.2	Caracterización climática	37
6.2	Aspectos ecofisiológicos	38
6.2.1	Potencial hídrico al amanecer (ψ_{pd})	38
6.2.2	Fotosíntesis y captura diaria de Carbono	39
6.3	Perfil alcaloidal a lo largo de la temporada seca	42
6.4	Aspectos ambientales relacionados con el perfil alcaloidal	56
8	Discusión de Resultados	63
9	Conclusiones	69
10	<i>Referencias</i>	70
	ANEXOS	
I	Alcaloides reportados para <i>Anona purpurea</i>	

Índice de Figuras

Figura	Descripción	pp
1	<i>Principales familias de plantas en la Selva Baja Caducifolia</i>	10
2	<i>Estructura base de los alcaloides reportados para <u>A. purpurea</u></i>	20
3	<i>Diseño experimental</i>	26
4	<i>Extracción alcaloidal, método Ácido – Base</i>	31
5	<i>Análisis de estadístico</i>	35
6	<i>Mapa del área de trabajo.</i>	36
7	<i>Standardized Precipitation Index.- La Escalera.</i>	37
8	<i>Potencial hídrico [Ψ_{pd}] (Octubre – Enero)</i>	39
9	<i>Respuesta fotosintética de <u>A. purpurea</u> vs promedio del género <u>Annona</u>, a lo largo de 4 meses.</i>	40
10	<i>Curvas fotosintéticas diarias, a lo largo de 4 meses (Octubre - Enero).</i>	41
11	<i>Captura diaria de C a lo largo de 4 meses (Octubre - Enero).</i>	42
12	<i>Variación de Annomontina a lo largo de la estación seca</i>	48
13	<i>Papaverina en plántulas y adultos de <u>A. purpurea</u>, a lo largo del estiaje</i>	49
14	<i>Variación de Iso-coridina entre órganos y colectas</i>	50
15	<i>Glaucina, variación debida a fenología y organoespecífica a lo largo de la época seca del ciclo anual.</i>	52
16	<i>Thalimicrinona a lo largo del año</i>	53
17	<i>Isoquinolinas e Indoles; variación a lo largo del estiaje</i>	54
18a	<i>Análisis de redundancia (RDA) de los factores ambientales y su relación con el perfil alcaloidal de <u>A. purpurea</u>, a lo largo de la estación seca. Agrupado por órganos de la planta</i>	58
18b	<i>Análisis de redundancia (RDA) de los factores ambientales y su relación con el perfil alcaloidal de <u>A. purpurea</u>, a lo largo de la estación seca. Agrupado por fenología</i>	59
19	<i>Clúster UPGMA de órganos y colectas a lo largo del estiaje.</i>	61
20	<i>Variación temporal de la cantidad de distintos alcaloides.</i>	67

Índice de Cuadros

	Descripción	pp
1	<i>Distribución de Annonáceas en México (gen. Annona)</i>	5
2	<i>Mes de recolecta en juveniles y adultas</i>	30
3	<i>Polígono del área de trabajo</i>	36
4	<i>Estacionalidad de los muestreos, según SPI</i>	38
5	<i>Cantidad relativa de extractos alcaloidales totales (mg.g⁻¹) y su concentración (mg/mL MeOH).</i>	43
6	<i>Metabolitos secundarios identificados en los extractos</i>	43
7	<i>Presencia – Ausencia de alcaloides en juveniles</i>	45
8	<i>Presencia – Ausencia de terpenos en juveniles</i>	46
9	<i>Presencia – Ausencia de alcaloides en adultas</i>	47
10	<i>Resumen estadístico de la variación fenológica, organoespecífica y temporal de alcaloides en A. purpurea, durante la estación seca.</i>	55
11	<i>Análisis post hoc de la variación organoespecífica de alcaloides en A. purpurea, durante el estiaje.</i>	56
12	<i>Análisis post hoc de la variación temporal, a lo largo de la época seca, de alcaloides en A. purpurea.</i>	56
13	<i>Agrupación de órganos-colectas, a partir de análisis de agrupación (clúster UPGMA)</i>	60

I.- INTRODUCCIÓN.

Las anonáceas son un grupo de plantas de linaje muy antiguo, los primeros vestigios fósiles se han reportado para el piso coniaciano temprano (~89 MDA), en el cretácico tardío (Takahashi *et al*, 2008; Friis *et al*, 2011); tienen una distribución pantropical, aunque mayormente son neotropicales (Chatrou *et al*, 2012). Muchas de las especies de esta familia tienen importancia debido a que biosintetizan moléculas de interés farmacológico, lo anterior está documentado en numerosos reportes de actividad anticancerígena, antimicrobiana, insecticida, relajante, ansiolítica y anticoagulante (Chang *et al*, 1998; Gracia-Milián *et al*, 2001; Rejón-Orantes *et al*, 2011; González-Esquinca *et al.*, 2014; Cortes *et al.*, 2014; Martínez-Vázquez y Estrada-Reyes, 2014). Debido a ello, aproximadamente 150 especies, de 41 géneros, pertenecientes a esta familia han sido sujetas a estudios fitoquímicos (Cavé *et al* 1985), pese a ello, según Waterman *et al* (1978), tomando en cuenta su tamaño, la familia Annonaceae es, quizá, una de las menos conocidas desde el punto de vista químico. Una característica importante de las anonas, como grupo taxonómico, es la presencia de alcaloides diversos, principalmente con estructura bencilisoquinolínica (Leboeuf *et al*, 1982), aunque actualmente se conoce que las rutas biosintéticas de alcaloides isoquinolínicos, bencil-isoquinolínicos e indólicos son distintas.

Muchas especies de esta familia se encuentran distribuidas dentro de las llamadas Selvas Bajas Caducifolias (SBC), ecosistemas que presentan, en su ciclo anual, condiciones contrastantes que se relacionan con las diferencias en la disponibilidad de humedad, ocasionando dos estaciones bien marcadas; la húmeda, en donde la vegetación luce con exuberante verdor y la seca, en donde las plantas pierden su follaje (Trejo-Vázquez, 1999); las especies vegetales que habitan en estas áreas presentan adaptaciones fenológicas, fisiológicas y bioquímicas a estas condiciones climáticas (Miranda y Hernández, 1963). Por ejemplo, en adultos de *A. lutescens* se han documentado cambios significativos en el contenido de alcaloides entre las temporadas secas y húmedas, esta anona

presenta aumento exponencial de liriodenina asociado a la estación seca (Castro-Moreno *et al*, 2013).

A. purpurea es una especie de especial interés desde el punto de vista fitoquímico, pues además de presentar variedad de alcaloides bencil-isoquinolínicos -se han reportado más de 40 alcaloides aporfínicos (Sonnet & Jacobson, 1971; Leboeuf *et al*, 1982; Guinaudeau *et al*, 1994; Chang *et al*, 1998; 2000), también se encuentra, al menos, uno indólico; la annomontina. Lo anterior sugiere que en dicha especie se realizan tres rutas biosintéticas totalmente distintas. No se trata de un caso único dentro del reino vegetal; numerosas especies del género *Psychotria* (familia rubiaceae) se caracterizan por la presencia de alcaloides de ambos tipos (Calixto *et al*, 2016), además de casos puntuales como: *Menispermum dauricum*, Menispermaceae (Zhang *et al*, 2004), *Melodinus yunnanensis*, Apocynaceae (Cai *et al*, 2011), *Sebastiania corniculata*, euphorbiaceae (Machado *et al*, 2005) y *Castela coccinea*, Simaroubaceae (Martínez *et al*, 2009); sin embargo, *A. montana* (Leboeuf *et al*, 1982), *A. purpurea*, *A. foetida* (Vilaça-Costa *et al*, 2011) y *A. reticulata* (Costa *et al*, 2008), hasta donde se conoce, son casos únicos dentro del género *Annona*.

Annona purpurea Moc. & Sesse ex Dunal, también conocida como Cabeza de negro, sincuya o chincuya, es una especie distribuida en México y Centroamérica, bastante común en bosques tropicales con altitudes entre los 100 msnm y 1200 msnm (Jørgensen & León-Yáñez, 1999); esta especie produce frutos apreciados y consumidos por las comunidades en las que crece naturalmente, pese a ello, es una especie escasamente cultivada (León, 1987).

La marcada estacionalidad del área de distribución de *A. purpurea*, ocasiona distintos tipos de estrés abiótico, mismos que producen cambios drásticos en el estado hídrico y la fotosíntesis de esta planta, relacionados con la estacionalidad –específicamente con la época seca del ciclo anual- y que pudieran verse reflejados en modificaciones en el perfil alcaloidal de la misma.

La presencia y distribución de alcaloides, así como su hábitat convierten a esta especie en un importante objeto de estudio para aportar datos sobre el rol ecológico de estos metabolitos frente a los distintos tipos de estrés que la estacionalidad de la Selva Baja Caducifolia (SBC) ocasiona sobre las especies que forman parte de este ecosistema.

El presente trabajo analiza la variación de annomontina y otros alcaloides, a lo largo de la época seca del ciclo anual, entre los distintos tejidos, así como entre plantas juveniles y adultas de *A. purpurea*, en condiciones ambientales de Selva Baja Caducifolia; además de determinar el efecto de los factores ambientales de la estación seca y la fenología de la especie como moduladores de la diversidad de alcaloides.

Otro aspecto a destacar, son las posibles aplicaciones farmacológicas de la especie, puesto que además de los reportes sobre su actividad biológica, tradicionalmente, en México, se considera a *A. purpurea* una planta medicinal, el jugo del fruto en ayunas sirve para la lepra, la semilla es insecticida y la raíz vermífuga (Martínez, 1982); el jugo del fruto se usa contra fiebres y resfriados (Mendieta y Del Amo, 1981). Entonces, caracterizar la probable variación de los tipos y concentración de los alcaloides extraídos de los diversos tejidos de *A. purpurea*, conforme transcurre la estación seca, puede determinar las condiciones en las que la planta produce una mayor cantidad de cada uno de ellos, con vistas a facilitar su extracción y caracterización y, de esta manera, no solo contribuir a futuros estudios farmacológicos, sino a la conservación de la especie.

2.- MARCO TEÓRICO

2.1.- Familia Annonaceae

Las anonáceas (Annonaceae), son una familia de Angiospermas del Orden Magnoliales, el cual consta de 130 géneros con unas 2300 especies que se distribuyen por los trópicos del Nuevo y Viejo Mundo, hasta el norte de Australia y las islas del Pacífico y forman parte del complejo Ranaliano; de acuerdo con Ramshaw *et al* (1972), se han encontrado fósiles de estas plantas desde el cretácico inferior (142~125 MDA), lo que las hace tener una historia evolutiva muy antigua. (Angiosperm Phylogeny Group, 1998; Mass *et al*, 2011; Chatrou *et al*, 2012). La familia se agrupa en el clado Magnoliidae (Hutchinson, 1964; Takhtajan, 1969; Cronquist, 1981; 1988).

En su hábito son árboles, arbustos o enredaderas, existe un contraste en las especies de los dos hemisferios; en los trópicos del viejo mundo son, por lo general, enredaderas; se encuentran en selvas densas, mientras que en el continente americano son arbustos o árboles que crecen, en su mayoría, en zonas abiertas, pastosas (Hutchinson *opcit*).

Las anonáceas han sido ubicadas, junto con otras familias de plantas primitivas, dentro del orden Ranales (Lawrence, 1951; Benson, 1979), debido a características físicas como son: partes florales en espiral, perianto diferenciado en cáliz y corola, y gineceo apocárpico y multicarpelar; mientras que Hutchinson (1964) las clasificó dentro del orden Annonales principalmente por la presencia de semillas con endospermo ruminado. Por otro lado Cronquist (1968) en el orden Magnoliales por ser plantas leñosas y poseer un perianto de tépalos o diferenciados en sépalos y pétalos, siendo esta última ubicación la aceptada en la actualidad (Mass *et al*, 2011; Chatrou *et al*, 2012).

Más o menos la mitad de las especies de la subclase Magnoliidae (5600), a la que pertenece la familia Annonaceae, se incluyen en el orden Magnoliales, recientemente reducido a 6 familias y llamado Complejo Magnoliales, con 2840 especies (Judd y col., 1999).

Se considera que forman el complejo basal del que se derivan las otras Angiospermas, aunque Judd y col. (1999) y Doyle y Le Thomas (1994) señalan, con base en las secuencias de *rbcL* (gen cloroplastídico *rbcL*), las secuencias de ARNr/ADN, la morfología y la evidencia combinada de ARNr y morfología, que las Magnoliales no son un grupo basal dentro de las Angiospermas, sino un grupo hermano.

La familia Annonaceae, tiene un alto grado de especialización y una gran diversidad de géneros. De todos los géneros que la componen, solamente cuatro: *Annona*, *Uvaria* y *Asimina* producen frutos comestibles. (Chatrou 1999; 2012)

Según Andrés-Agustín y Segura-Ledesma (2014) y De la Cruz-Chacón, Castro-Moreno, Luna-Cázares y González-Esquinca (2016) de las 63 especies de Annonaceae que se encuentran en México, la mayoría están distribuidas en regiones tropicales del Sureste de México. Pese a que varias de estas especies producen frutos comestibles y apreciados por las comunidades locales, no existe un cultivo de las mismas, en la mayoría de los casos se limita a un aprovechamiento en huertos de traspatio para, chirimoya (*A. cherimola*) y saramuyo (*A. squamosa*) principalmente. Mientras que especies como anona (*A. reticulata*), ilama (*A. macrophyllata* \approx *diversifolia*) y chincuya (*A. purpurea*) son fomentadas pero no multiplicadas. Únicamente la guanábana (*Annona muricata*) es cultivada intensivamente en el centro y norte del país, siendo México el segundo productor a nivel mundial de esta especie.

Cuadro 1.- Distribución de Anonáceas en la República Mexicana (género *Annona*)

Género	Especies	Distribución (Entidades federativas)
1. <i>Anaxagorea</i>	1 <i>A. guatemalensis</i>	
2. <i>Annona</i>	2 <i>A. globiflora</i>	Ver., Hgo., Chis., Tamps., Gto.
	3 <i>A. testudinea</i>	Chis.
	4 <i>A. cherimola</i>	Ver., Mich., Chis., Oax., Mor., Pue., Qro., Jal., Gto., Mex.
	5 <i>A. longiflora</i>	Jal., Ver.
	6 <i>A. macophyllata</i>	Ver., Camp.
	7 <i>A. reticulata</i>	Yuc., Jal., Mich., Pue., Q.Roo, Nay., Tab.
	8 <i>A. glabra</i>	Ver., Q.Roo, Yuc
	9 <i>A. purpurea</i>	Camp., Tab., Jal., Chis., Oax., Nay., Gro.
	10 <i>A. longipes</i>	Pue.
	11 <i>A. scleroderma</i>	Ver.

12 <i>A. muricata</i>	Ver., Chis., Tab., Yuc., Col., Gro., Q.Roo, Nay., Mich.
13 <i>A. squamosa</i>	Yuc., Mich., Q.Roo, Camp., Ver., Oax., Jal., Nay.

(Modificado de Andrés-Agustín & Segura-Ledezma, 2014)

2.1.1 *Annona*

El género *Annona* fue descrito por Linneo en 1753 y la especie tipo es *Annona muricata* L. de América tropical.

Las plantas de este género son árboles o arbustos, con pubescencia simple o con pelos estrellados, flores usualmente perfectas, solitarias o en inflorescencias con pocas flores, terminales, opuestas a las hojas, y más o menos pegadas a las ramas y de apariencia internodal; 3 sépalos pequeños y valvados; 6 pétalos libres o connados en la base, biseriados, los internos, a veces rudimentarios o ausentes, los exteriores carnosos, valvados, completamente cóncavos o solo en la base, conniventes o algo patentes, los interiores imbricados o valvados; estambres numerosos, extrosos, el conectivo forma un disco dilatado, truncado, pocas veces atenuado–apiculado o semiorbicular; carpelos numerosos, frecuentemente connados, los óvulos solitarios, basales y erectos; fruto carnoso, con carpelos concretos. (González-Esquinca, 2001)

2.1.2.- *Annona. purpurea*

***Annona purpurea* Moc. & Sessé ex Dunal, Monogr. Anonac. 64, t. 2. 1817**

Tipo: Sessé & Mociño Icon. Pl. (Holotipo: HU)

Árbol de 10 m o más, con copas anchas y extendidas, las ramas jóvenes densamente ferrugineas-tomentosas; hojas deciduas, membranosas con pedicelos de 3 - 5 mm de largo, de ovadas a elíptico ovadas, en su mayor parte de 12 a 30 cm de largo y de 6 -14 cm de ancho, ápice acuminado, redondeadas en la base, verdes y glabras por el haz y pálidas a moreno velludo aún con la edad, por el envés; flores extraaxilares, solitarias, subsésiles; sépalos triangular-ovados, acuminados, 1 - 2 cm de largo, pétalos exteriores valvados, gruesos y rígidos,

ovado-lanceolados, cuando mucho de 5 cm de largo y 2 cm de ancho, ferrugíneos-seríceos en el exterior, los pétalos internos imbricados, delgados, elíptico-oblongos, redondeados en el ápice, 2.5 cm de largo, 1.5 cm de ancho; fruto subgloboso, de 10 a 12 cm de diámetro o de largo, cubierto con un tomento semejante a fieltro y con pelos piramidales puntiagudos muy numerosos; semillas ovoides, castañas, 3 cm longitud (Standley y Steyermark, 1946).

Distribución: Se distribuyen en México y Centroamérica, y algunos países de Sudamérica, entre los que destacan; Belice; Costa Rica; Panamá (zona del canal e isla de Barro Colorado); Venezuela (Bolívar, Caracas, Dos Caminos, Orinoco y Trinidad); México (Tlatatla, Córdoba y La Antigua en Veracruz y en Yucatán) Fries (1937); Guatemala (Izabal, Chiquimula, Juteapa, Santa Rosa, Retalhuleu y San Marcos) (Standley y Steyermark, 1946).

En Chiapas, se ha recolectado en los municipios de Tuxtla Gutiérrez, San Fernando y Cintalapa (González-Esquinca, 2001), además, según datos del Herbario Eizi Matuda (Instituto de Ciencias Biológicas – UNICACH), también está distribuida en los municipios de Chicoasén, Jiquipilas, Ocozocuatla y Las Rosas.

Entre algunas características notables de la especie se puede destacar que su madera es pesada, con un peso específico promedio de 0.57 g/cm^3 . En condición seca (al aire) presenta un color amarillo grisáceo. Tiene grano recto a levemente entrecruzado, textura y lustre medianos. Es fácil de trabajar y preservar y su secado es moderado. Se utiliza para construcción en general, implementos agrícolas, cajas y pulpa para papel. (Geilfus, 1989)

Fenológicamente esta especie empieza a florecer a partir de los cinco a seis años de edad. La floración se produce en los meses de febrero a marzo, en Honduras; de mayo a junio en El Salvador y gran parte de Centroamérica – incluidos Guatemala y el sureste de México; y de febrero a abril en Costa Rica.(Geilfus *opcit*). En las Selvas Bajas Caducifolias (SBC) de la Depresión central de Chiapas (DCCh) el crecimiento de la flor y la floración se presentan entre mayo y junio. (González-Esquinca *et al*, 2016)

Los frutos se producen de junio a julio en Honduras y de junio a octubre en El Salvador y Guatemala; en México, más específicamente, en la DCCh, entre octubre y noviembre (González-Esquinca *opcit*). En cada fruto se encuentran entre 90 y 120 semillas de color pardo oscuro a negro, obovadas a elípticas, comprimidas; con una longitud entre los 2.8 y 3 cm y un ancho de 1.4 a 1.8 cm. Para las comunidades donde se distribuye naturalmente esta especie, es un fruto apreciado, aunque menos consumido que el de *Annona macrophyllata*, especie con la que suele compartir distribución. (Carpio, 1992; Chízmar-Fernández *et al*, 2009).

2.2 Selva Baja Caducifolia (SBC)

Las Selvas Bajas Caducifolias (SBC; Miranda & Hernández, 1963), también conocidas como Bosques Tropicales Caducifolios (Rzedowski, 1978), Bosques Tropicales Deciduos (Leopold, 1950), Bosques Tropicales Secos (Gentry, 1982) y Bosques Tropicales Secos Estacionales (en inglés, Seasonally Dry Tropical Forest SDTF; Bullock *et al*, 1995), son bosques con una temperatura media anual superior a los 17 °C; precipitación anual entre los 250 mm a 2000 mm y una relación entre evapotranspiración potencial/precipitación cercana a 1.0. Sin embargo, la característica más distintiva de este ecosistema es su estacionalidad, con 5-7 meses de sequía –estiaje - en los que la precipitación raramente excede los 100 mm; esto determina la fenología distintiva de las especies de plantas que integran este ecosistema; la pérdida de pigmentación y hojas en la época seca, seguida de una fisonomía siempre verde en la parte lluviosa del ciclo anual. La estacionalidad climática y la respuesta estacional que ocasiona en los organismos, en combinación con sus roles ecológicos, determinan los procesos ecofisiológicos que caracterizan la SBC (Dirzo *et al*, 2011).

La SBC tiene gran importancia por; 1) la extensión que cubre dentro de la región neotropical de América, que para 2008 se reportaba sobre el 3.8% de la superficie (Challenger & Soberón, 2008); 2) la diversidad y variedad de especies que lo componen y 3) las múltiples respuestas fisiológicas para responder a las presiones ambientales del mismo.

Trejo-Vázquez (1999) comenta que, basándose en la clasificación climática de Köppen, modificada por García (1988), 38% de las Selvas Bajas Caducifolias de México se encuentran en regiones de clima cálido subhúmedo (Aw0), con una temperatura media anual superior a 22 °C y un cociente precipitación-temperatura (P/T) menor de 43.2; otro 15% corresponden a bosques que se encuentran en áreas de clima semiárido cálido (BS₁h), con condiciones de humedad menores; el 11% de las SBC se desarrollan bajo condiciones de mayor humedad, climas cálidos subhúmedos intermedios (Aw1 y Aw2), con un P/T mayor a 43.2 y aproximadamente el 9%, en climas semicálidos subhúmedos, A(C)w0 y (A)Cw0, con temperaturas medias anuales entre 18 y 22 °C.

En cuanto a las condiciones térmicas, Trejo-Vázquez (*opcit*) expone que las SBC de México se encuentra en zonas cuyas temperaturas medias anuales varían de 18 °C a los 28 °C, aunque la mayor parte de esta selva se establece en áreas cuyas temperaturas están entre los 22°C y 26 °C; la precipitación anual se suele mantener entre 700 mm y 1200 mm.

El clima ha sido considerado tradicionalmente el principal factor que determina la distribución de la vegetación; en general, existe una correspondencia cercana entre el tipo de clima y el tipo de vegetación que se establece en un área determinada (Cain, 1950). Las plantas adaptadas a un régimen climático particular, con frecuencia presentan morfología similar; así por ejemplo, las especies con amplias hojas o grandes lianas se asocian con selvas tropicales lluviosas, y los bosques de coníferas, con regiones frías de altas latitudes (Oliver, 1973; Calow & Townsend, 1981; Pianka, 1982; Pielou, 1992). Para el caso de la SBC, la vegetación distribuida naturalmente en este ecosistema, presenta adaptaciones fenológicas a las condiciones climáticas, que reflejan en su comportamiento, la marcada estacionalidad climática, con condiciones contrastantes que están estrechamente relacionadas con las diferencias en la disponibilidad de humedad en dos épocas bien marcadas; la húmeda, en la que la vegetación luce con exuberante verdor, y la seca, donde las plantas pierden su follaje (Trejo-Vázquez, 1999).

Según Trejo (1998), la vegetación de selva baja caducifolia está conformada por elementos tropicales, dominada por especies arbóreas de copa extendida, con alturas que varían entre los 7 y 8 m, aunque es posible encontrar individuos aislados que alcanzan los 15 m. El estrato arbustivo es sumamente denso. Dentro de estas áreas existe gran variedad de formas de vida suculentas, como cactáceas columnares y candelabrifórmes, así como de especies de cortezas brillantes y exfoliantes (Miranda, 1942; Rzedowski, 1978; Pennington & Sarukhán, 1998). Una característica sobresaliente de este tipo de vegetación es su elevada diversidad y nivel de endemismos, como ejemplo de lo anterior, Rzedowski (1991) y Trejo (1998) coinciden en que cerca del 60% de las especies vegetales que constituyen esta comunidad vegetal, son exclusivas de México.

Un punto importante a destacar, es la relación entre altitud y tipo de vegetación, pues en el listado florístico realizado por Rocha-Loredo (2010) se demuestra que las áreas de SBC se situaron por debajo de los 900 m.s.n.m. mientras que aquellas partes por encima de los 1000 m.s.n.m. presentaron asociaciones vegetales más similares a bosques de pino-encino.

La composición vegetal de la Selva Baja Caducifolia suele ser estable, existen cerca de 400 especies comunes, pertenecientes a 71 Familias; siendo las más representativas las presentadas en la Figura 1.

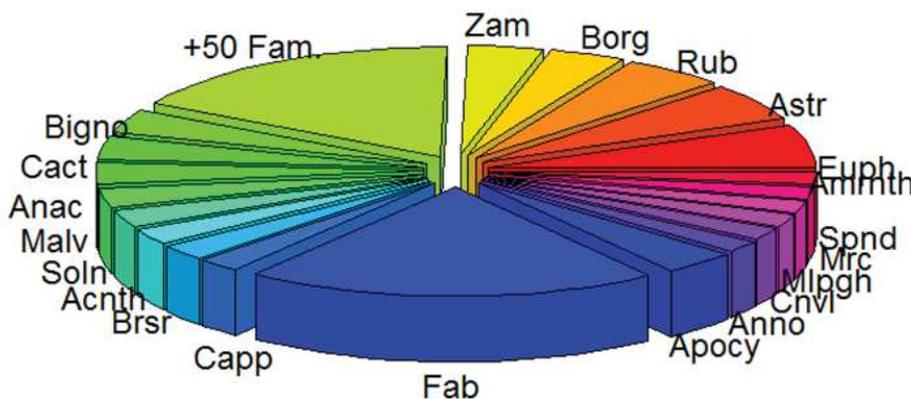


Figura 1.- Principales familias de plantas, comunes en Selva Baja Caducifolia (SBC). (Martínez & Galindo-Leal, 2002; Gallardo-Cruz, Meave & Pérez-García, 2005; García-Romero, Mendoza-Robles & Galicia-Sarmiento, 2005; Salas-Morales et al, 2007; Pineda-García, Arredondo-Amezcuca & Ibarra-Manríquez, 2007; Rocha-Loredo, Ramírez-Marcial & González-Espinoza, 2010; Moreno-Casasola & Paradowska, 2009; León de la luz, Domínguez-Cadena & Medel-Narváez, 2014)

Annonaceae se considera una de las veinte principales familias de plantas que conforman la SBC, habiendo sido reportados dos géneros y nueve especies pertenecientes a esta familia.

La SBC establecida en la DCCh es, junto con la de Golfo centro y Yucatán, una de las selvas bajas que mayor precipitación promedio recibe al año, ubicándose por encima de los 1500 mm. La temperatura promedio anual se mantiene entre 24 y 26 °C, mientras que en las zonas de menor altitud se presentan condiciones muy cálidas, 26 – 28 °C e incluso superiores en algunos años (e.g. 1998 – 2000), en los que se rebasaron los 30 °C; pese a lo anterior, a las SBC de la Depresión Central de Chiapas y la del Istmo de Tehuantepec (Oaxaca), se les considera las zonas de mayor estabilidad térmica.

La estacionalidad de la Depresión central de Chiapas es muy marcada, con una corta temporada húmeda (verano) de aproximadamente cuatro meses, desde mediados de mayo a finales de septiembre y el resto del año es la temporada de estiaje, con mínimos de humedad entre diciembre y marzo. La precipitación anual promedio es de 1200 mm, teniendo registros de años excepcionalmente lluviosos en los que se superaron los 1400 mm y años en los que apenas se alcanzaron 1150 mm.

De acuerdo con Breedlove (*opcit*, 1981), el estado de Chiapas es el segundo lugar, de la República Mexicana, en cuanto a diversidad florística, esto se debe, entre otros factores, a su accidentada orografía y su ubicación dentro de la región neotropical de América Central; Breedlove (*opcit*) estima que dentro de las Selvas Bajas Caducifolias ubicadas dentro de la región fisiográfica denominada Depresión Central de Chiapas (DCCh), está representado un 10% de la diversidad florística de todo el estado de Chiapas y 3.2% del total de México (Rzedowski, 1991). La vegetación dominante en la Depresión Central de Chiapas ha sido el llamado Bosque Tropical Caducifolio – Selva Baja Caducifolia (Rzedowski, 1978). Sin embargo, se estimó que para el año 2008 menos de un 5% de la cobertura vegetal natural original se mantendría, siendo sustituida por pastizales, potreros y desmontada para agricultura extensiva (Rocha-Loredo *opcit*). En esta región, se

pueden hallar, además de SBC, ecosistemas de Selva Mediana Subcaducifolia, Bosque de Pino–Encino, Encinares (Miranda y Hernández, 1963) o Bosque de *Quercus* (Rzedowski, 1978) y las fronteras entre ellos no están claramente definidas.

Rocha – Loredó (*opcit*) reportan que la riqueza florística regional –de la Depresión Central de Chiapas- está representada por un total de 233 especies, en 152 géneros y 57 familias botánicas. Siendo las familias representadas con más especies: Fabaceae (33 especies), Euphorbiaceae (14), Malvaceae (11) y Rubiaceae (10). De las familias restantes, 19 de ellas estuvieron representadas por una sola especie; estos datos son muy similares a la generalidad de las SBC.

2.3 Metabolitos secundarios de las anonas

Todas las plantas producen metabolitos secundarios, con diferentes funciones como pueden ser la protección contra depredadores y patógenos, adaptación frente a presiones abióticas entre ellos la cantidad y tipo de luz, así como la sequía y los cambios de temperatura. Por lo general los mecanismos de respuesta están modulados por varios factores bióticos y abióticos que actúan de modo simultáneo sobre la planta, por lo que es bastante complicado establecer relaciones lineales de causa y efecto, sin embargo, de acuerdo con Agosta (1996); Barbour *et al.* (1987); Bostock (1999) y Bostock *et al.* (2001), existen interconexiones entre diversas señales de respuesta a ciertos tipos de estrés, y las vías metabólicas de respuesta.

Además de la notable diversidad de alcaloides (De la Cruz-Chacón *et al.*, 2013; Cortes *et al.*, 2014; González-Esquinca *et al.*, 2004; Orozco-Castillo *et al.*, 2016) de la familia Annonaceae se han reportado aceites esenciales, compuestos aromáticos (Leboeuf *et al.*, 1982), terpenos (Leboeuf *et al.*, 1982; De la Cruz-Chacón *opcit*), ácidos grasos, flavonoides (Pérez-Amador *et al.*, 1997), fenoles y polifenoles (De la Cruz-Chacón, & González-Esquinca, 2015), y “acetogeninas de anonáceas” (Cavé *et al.* 1997).

Algunos ejemplos de fenoles son, el ácido caféico en *Annona glabra*, *Asimina triloba* y *Annona muricata* a la vez que ácido P-coumarico y ácido vainillico en hojas de *Cananga latifolia* (Hegnauer, 1964; Siv, 1971; Siv & Paris, 1972).

Según Venkatasubbaiah y Mathew (1970), entre los flavonoides, el pigmento (antocianina) procianidina, así como el tanino prodelphinidina, están presentes en *Annona glabra*, *Annona muricata* y *Asimina triloba*; quercetina en hojas de *A. glabra* y *A. senegalensis*, además de que se han reportado otros flavonoides con una estructura muy particular, en especies del género *Uvaria*, denominados C-bencil flavononas y C-bencil dehidrochalconas. (Hegnauer, 1964; Cole *et al*, 1976)

Las denominadas “acetogeninas de annonáceas, (ACG), que son derivadas biogénicamente de ácidos grasos, presentan largas cadenas carbonatadas con γ -lactona terminal y generalmente anillos tetrahidrofuránicos a lo largo de la cadena, exclusivas de la familia. Estos compuestos se han aislado, entre otras, de especies de *Annona*, *Asimina*, *Uvaria* y *Goniothalamus* y presentan actividad biológica, principalmente como inhibidores de cadena respiratoria mitocondrial (CRM). (Cortes *et al*, 2014). Hasta 2004, han sido identificadas 593 AGC, de 31 especies y 13 géneros (González-Esquinca *et al*, 2014).

Los monoterpenos y sesquiterpenos en forma de aceites esenciales, son responsables de los aromas tan particulares de varias especies del género *Annona* (Leboeuf *et al*, 1982); además de los aromas, los sesquiterpenos pueden presentar actividad biológica, Mackie & Misra (1956) reportan actividad larvicida de una mezcla de terpenos encontrada en hojas de *A. senegalensis*. Finalmente, se han reportado glucósidos cianogénicos en varios géneros, específicamente en *Anaxagorea luzonensis*, *Annona cherimola*, *Annona chrysophylla*, *Annona muricata*, *Annona reticulata*, *Annona squamosa*, *Artabotrys suaveolens* y *Cananga odorata*. (Hegnauer *opcit*; Gibbs, 1974).

2.3.1 Alcaloides en la Familia Annonaceae

Dentro de la quimiodiversidad de metabolitos secundarios biosintetizados por las plantas, destacan los compuestos con nitrógeno. Cerca de 21,000 compuestos encontrados hasta hoy, en el 20% de la plantas, son moléculas nitrogenadas de bajo peso molecular con una amplia variedad de estructuras químicas y de actividades biológicas (Hegnauer *et al*, 1988; Mazid, Khan & Mohammad, 2011).

Los alcaloides son compuestos cíclicos (heterociclos aza) que contienen nitrógeno con un estado de oxidación negativo, con distribución limitada entre los seres vivos y drástica actividad sobre el metabolismo. (Pelletier, 1983); En oposición a las definiciones previas a 1980, la alcalinidad no está considerada más como un prerrequisito para denominar alcaloide a una biomolécula. (Roberts & Wink, 1998).

Hasta ahora, la razón de ser de los alcaloides en las plantas está justificada por sus implicaciones ecológicas, ya que son barreras químicas contra fitopatógenos (bacterias, hongos y virus) y herbívoros o reservorios de nitrógeno. Aproximadamente 500 alcaloides han sido identificados en 43 géneros y 138 especies de la familia Anonácea. (González-Esquinca *et al*, 2014)

Los alcaloides isoquinolínicos se consideran los metabolitos secundarios más diversos y abundantes dentro de la familia Annonaceae (Leboeuf *et al.*, 1982). Estructuralmente presentan frecuentemente esqueletos de tipo aporfínico, y variaciones de estos, como pueden ser; bencilisoquinolínico, protoberberínico y dímeros tipo bis-bencilisoquinoleínas (Protais *et al.*, 1992; Cortes *et al.*, 1992; Ivorra *et al.*, 1993; Cortes *et al.*, 1993; Martín *et al.*, 1993; Protais *et al.*, 1995; Bermejo *et al.*, 1995). Otros alcaloides como las azafluorenonas (Arango *et al.*, 1987; Mueller *et al.*, 2009) y los indólicos (Rejón-Orantes *et al.*, 2011), son escasos y han sido aislados ocasionalmente, en especies, etapas fenológicas y tejidos muy específicos.

Respecto a su biosíntesis, los alcaloides bencilisoquinolínicos se originan a partir de dos moléculas de tirosina y a través de la dopamina; en un proceso que

inicia con la enzima (S)-norcoclaurina sintasa, que cataliza la síntesis de S-norcoclaurina, reconocida como la molécula precursora de todo alcaloide bencilisoquinolínico. Posteriormente, a través de varias reacciones, se biosintetiza S-reticulina, a partir de este punto, rutas metabólicas divergentes se encargarán de la diversificación de estos alcaloides (Rueffer *et al*, 1981; Sugimoto, Sugimura & Yamada, 1999; Liscombe *et al*, 2005; De La Cruz-Chacon *et al*, 2012; Hagel & Facchini, 2013). Aun con su similitud estructural, los alcaloides isoquinolínicos presentan una ruta metabólica separada de los bencilisoquinolínicos, por lo que no es correcto analizarlos como un grupo único. Además de estos dos importantes grupos de alcaloides, se han reportado algunos con estructura química distinta; un ejemplo de ello es la cafeína en semillas de *A. cherimola* (Tanteri, 1974); la quinidina e hidroquinidina en *Enantia polycarpa* (Buzas, 1959); canangina en *C. odorata* (Leboeuf *et al*, 1975); annomontina y metoxyannomontina en *A. montana*, *A. reticulata*, y el grupo de los isoprenil-indoles, destacando el isoprenil-indol (6-(trans-3-methylbuta-1,3-dienyl)-indole) aislado en *Monodora tenuifolia* y el compuesto denominado 3,6-Bis(γ,γ -dimethylallyl)-indol, considerado el alcaloide mayoritario en el tallo de *Uvaria elliotiana* (Achenbach & Raffelsberger, 1979).

2.4 Variación de Metabolitos Secundarios.

La quimiodiversidad de las plantas, o diversidad fitoquímica, es una característica de la vida en la tierra. Los organismos vivos producen miles de metabolitos de especialización, se estima que se han descrito más de 200,000 (Harbone, 2000; Picheski & Gershenson, 2002). Muchos de estos compuestos no tienen una función conocida en los procesos básicos de crecimiento y desarrollo, por lo que se les ha llamado productos naturales o metabolitos secundarios (MS) (García-Rodríguez *et al*, 2012), estas sustancias tienen un papel predominante en las respuestas ante el estrés abiótico (radiación UV-B) (Schafer *et al.*, 2009); también pueden ser parte de los mecanismos de defensa contra microorganismos patógenos, herbívoros, parásitos (Mazid, Khan, Mohammad, 2011) Los grupos principales de metabolitos secundarios son: terpenos, fenoles y compuestos nitrogenados, entre estos últimos están los alcaloides, que comprenden más de

15,000 metabolitos secundarios que se han aislado de un 20% en las especies de plantas vasculares. (Taiz & Zeiger, 2006).

El clima a escala local, los cambios estacionales y las condiciones externas como luz, temperatura y humedad afectan la concentración y composición de los metabolitos secundarios (Morrison y Lawlor, 1999). La biosíntesis de MS responde a factores ambientales y forma parte de una estrategia adaptativa que conduce hacia la tolerancia frente al estrés ambiental. Por ejemplo, se tienen documentados los efectos del CO₂ y O₃ sobre flavonoides en Ginko (*Ginkgo biloba*); concentraciones elevadas de ozono (O₃) reducen la concentración de isorhamnetina en un 7%, pero causan un incremento de quercetina de un 6% (He et al, 2009); por otro lado, las concentraciones de saponinas en raíces, tallos, hojas, bulbos y flores de Ginseng (*Panax ginseng*) están influenciadas por factores abióticos ambientales (Szakiel, Paczkowski y Henry, 2010).

Existe evidencia experimental respecto a la modulación estacional de diversos tipos de fenoles en las plantas, esto aporta datos respecto al papel que desempeñan estas sustancias en sus procesos de adaptación frente a cambios del medio físico; Salminen *et al* (2004) demuestran una disminución del contenido de fenoles totales en hojas maduras de Roble americano (*Quercus rubra*) de >120 mg.g⁻¹ en mayo a <60 mg.g⁻¹ en agosto; de >150 mg.g⁻¹ a <100 mg.g⁻¹ de taninos y de >5 mg.g⁻¹ a <1.5 mg.g⁻¹ de glucósidos entre los mismos meses. Por otro lado Seth (2011) describe los cambios en la concentración porcentual en masa seca de taninos y fenoles en raíces de Algodón de cera (*Caloptrix procera*) entre invierno, verano, y época lluviosa, hallando 0.846 %, 1.104 % y 0.584 % de taninos y 1.85 %, 1.26 % y 0.082 % de fenoles respectivamente. Chaves *et al* (2013), reporta una marcada variación estacional en la concentración de flavonoides en raíces de corcho bobo (*Guapira graciliflora*), 7.56 µg.g⁻¹ en la temporada seca, frente a 14.52 µg.g⁻¹ en la lluviosa, mientras que la concentración total de polifenoles, en la misma especie, presenta una variación opuesta de 14.20 µg.g⁻¹ a 9.50 µg.g⁻¹, el mismo estudio reporta patrones opuestos en un arbusto de la familia Malvaceace (*Pseudobombax marginatum*), con 7.83 µg.g⁻¹ a 6.46 µg.g⁻¹ de flavonoides y 19.54 µg.g⁻¹ a 37.22 µg.g⁻¹ de polifenoles respectivamente (Chaves et al, 2013).

La sequía puede provocar un aumento de diversos tipos de MS (Blua *et al*, 1988). Este efecto ocasiona un aumento de 180% (peso seco) en la concentración de alcaloides, en hojas y raíces de yimũcão (*Leonurus japonicus*) tras siete días de estrés hídrico inducido por sequía simulada en laboratorio (Wei *et al*, 2013) por otro lado se ha demostrado una notoria disminución de contenidos de saponinas en quinua (*Chenopodium quinoa*), de 0.46% (peso seco) en plantas creciendo con moderado déficit de agua hasta 0.38% en plantas con alto estrés hídrico (Solíz-Guerrero *et al*, 2002).

También la luz es un factor físico que puede afectar la producción de metabolitos, ocasionando un aumento superior al 60% en los terpenos gingerol y zingibereno en el cultivo de jengibre (*Zingiber officinale*) bajo fotoperiodo largo (Anasori y Asghari, 2008). En cultivos de fresa expuestos a 10 días de oscuridad continua, se obtuvo evidencia que demostró los menores niveles de pigmentos, mientras que aquellos cultivos expuestos a 10 días de luz continua alcanzaron los mayores niveles, evidencia directa de que la disponibilidad de luz tiene una significativa influencia sobre la acumulación de antocianinas en fresa (*Fragaria sp*), de 0.54 mg.g⁻¹ (fotoperiodo largo) a 0.02 mg.g⁻¹ (fotoperiodo corto). Las antocianinas de zanahoria (*Daucus carota*) y aciano (*Centaurea cyanus*) exhibieron un comportamiento similar (Sato, Nakayama y Shigeta, 1996). Se ha encontrado en raíces de ginseng americano (*Panax ginseng*) expuestas a mayor tiempo de luz solar una concentración 12% mayor de ginsenósidos, respecto a aquellas expuestas a fotoperiodos cortos (Szakiel *opcit*).

La disponibilidad de ciertos nutrientes puede inducir drásticos cambios en el perfil y concentración de diversos metabolitos secundarios, un buen ejemplo de lo anterior es el aumento en la concentración de liriodenina, lisicamina y atherospermidina en raíces de juveniles de *A. diversifolia* sometidas a un tratamiento de 30 mM de N, suministrado durante 6h (Orozco-Castillo *et al*, 2016)

Todo lo anterior sugiere que las concentraciones de los distintos MS experimentan notorias variaciones a lo largo del ciclo anual, especialmente en regiones con estacionalidad muy marcada, esta variabilidad está condicionada por cambios en el medio físico (estrés hídrico, CO₂, luz, fotoperiodo, temperatura,

etc.), la especie y el tipo de metabolito. Estos cambios en el contenido de MS son específicos de cada especie y pueden ser parte del sistema de defensa y adaptación de estas frente a las distintas presiones y diversos tipos de estrés abiótico.

La variación en la cantidad de MS también es muy apreciable de tejido a tejido y asociada a la etapa fenológica de la planta; en un estudio en *G. gracifolia* (corcho bobo) se han determinado los porcentajes en masa seca, de fenoles, por tejido, hallando: 1.46 %, 1.084 %, 0.02 % y 1.79 % en brotes apicales, hojas maduras, tallo y flores respectivamente (Chaves *opcit*). Por otro lado, Castro-Moreno (2013) reporta que la concentración de liriodenina en tallos y hojas de plantas maduras de anona amarilla (*A. lutescens*) es 300 veces mayor que en plantas juveniles, además de demostrar que este alcaloide se concentra mayoritariamente en raíces, indistintamente de la etapa fenológica del individuo, existe evidencia de importantes variaciones estacionales de liriodenina en raíces de *Annona lutescens*, alcanzado concentraciones superiores a los 225 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ en temporada seca e inferiores a 70 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ en la húmeda (Castro-Moreno *opcit*). En la misma especie se reporta una marcada variación estacional y de tejido a tejido en los alcaloides liriodenina y lisicamina, siendo las raíces el tejido en que se determinaron mayores concentraciones a lo largo del ciclo anual; la masa del extracto de liriodenina con una masa máxima de 1.615 $\mu\text{g.gmv}^{-1}$ –junio- y mínima de 1.429 $\mu\text{g.gmv}^{-1}$ –abril, mientras que lisicamina presento una menor variabilidad, 1.676 $\mu\text{g.gmv}^{-1}$ –febrero- a 1.6 $\mu\text{g.gmv}^{-1}$ –diciembre, agosto y octubre; en hojas de *A. lutescens* la variación estacional es aún más apreciable, encontrando liriodenina únicamente en diciembre (1.456 $\mu\text{g.gmv}^{-1}$) (Pérez-Gómez, 2014); En un estudio realizado con cuatro especies de la Familia Annonaceae (*A. diversifolia*, *A. lutescens*, *A. muricata* y *A. purpurea*), González-Esquinca *et al* (2014), presentan evidencia de biosíntesis de MS en etapas tempranas de la germinación, además de comentar que, en la etapa de juveniles, la cantidad y concentración de alcaloides presentan notables variaciones entre tejido y tejido.

3.- ANTECEDENTES

3.1 Metabolitos Secundarios encontrados en *Annona purpurea*.

La presencia y diversidad de alcaloides en la familia Annonaceae es una característica bastante estudiada (Leboeuf *et al*, 1982; Cave, 1985); químicamente han sido estudiadas más de 150 especies de plantas pertenecientes a esta familia. En particular, en *A. purpurea*, se han reportado numerosos alcaloides (>40) en raíces, tallos y, menos frecuentemente, en hojas; (Chang *et al*, 2000)

En su clásica publicación de la familia Annonaceae, Leboeuf *et al* (1982), menciona que habían sido aislado hasta ese momento siete alcaloides isoquinolínicos en *A. purpurea*: glaziovina, stepharina, O-dimetilpurpureina, norpurpureina, purpureina, oxoglauca y oxopurpureina. Posteriormente se reporta la presencia de annomontina en extractos clorofórmicos de *A. purpurea* (Rejón, 2011).

Chang *et al* (2000) encuentran otros tres alcaloides de *A. purpurea*; promucosina, romucosina F y romucosina G, además de algunos ya reportados; siete **alcaloides Aporfínicos (sensu stricto)**: (+)-norpurpureina, (-)-norglauca, (+)-northalbaicalidina, (+)-thalicsimidina - [(+)-purpureina], (-)-lirinidina, (+)-apoglaziovina, y (+)-isocoridina; cuatro **Oxoaporfínicos**: lisicamina, liriodenina, oxopurpureina, y oxoglauca; uno **Proaporfínico**: (+)-stepharina; tres **Morfinandienonas**: (-)-pallidina, (-)-norpallidina, y (+)-O-metil-flavinantina; uno **Bencilisoquinolínico**: (+)-reticulina; una **Isoquinolína**: thalifolina (Figura 2); una **lactona**: esquamolona; una **Acetogenina**: purpurenina; cinco **Benzenoides**: metil parabeno, ácido isovainílico, vanilina, isovanilina, y ácido p-metoxibenzoico; y cuatro **Esteroides**, β -sitosterol, estigmasterol, β -sitosteril- β -D-glucosido, y estigmasteril- β -D-glucosido.

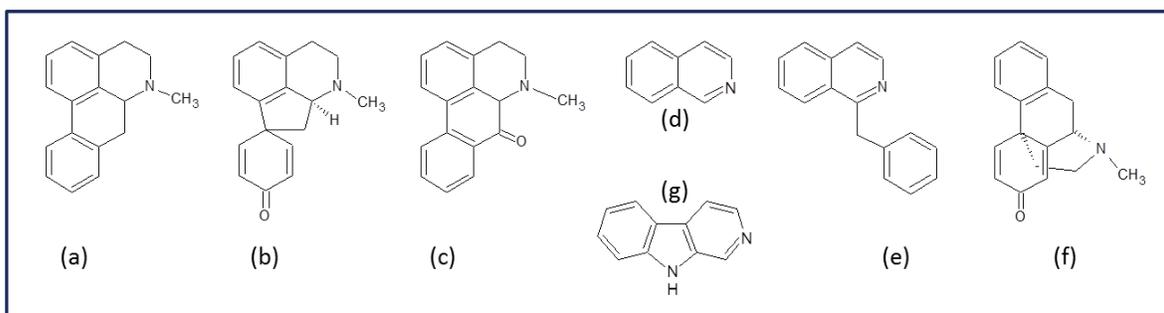


Figura 2.- Estructura química base; alcaloides de *A. purpurea*; (a) Aporfina, (b) Proaporfina, (c) Oxoaporfina, (d) Isoquinolína, (e) Bencilisoquinolína, (f) Morfinandienona y (g) β -carbolina.

3.2 Alcaloides reportados en *Annona purpurea*.

Se encontraron reportes de 41 alcaloides en diversos tejidos y etapas fenológicas de *Annona purpurea*.

Alcaloide	Órganos en los que se ha identificado	Fuente
Annomontina	Raíces (adulto)	Leboeuf <i>et al</i> , 1982
Apoglaziovina	Tallos (?)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004
Cassamedina	Toda la planta (adulto)	Knölker, 2015
Dehidrolirinidina	Hojas (?)	Chang <i>et al</i> , 1998; Binage <i>et al</i> , 2004
7-formil-dehidrothalicsimidina	Hojas (adulto)	Binage <i>et al</i> , 2004; Knölker, 2015
7-hidroxi-dehidroglaucina	Hojas (adulto)	Chang <i>et al</i> , 1998; Binage <i>et al</i> , 2004
Glaziovina	Toda la planta (adulto)	Sonnet & Jacobson, 1971; Leboeuf <i>et al</i> , 1982; Chang <i>et al</i> , 1998; Binage <i>et al</i> ,

		2004; Becker, 2012; Knölker, 2015
Glaucina	Tallos & Raíces (adulto)	Chang <i>et al</i> , 1998; Binage <i>et al</i> , 2004; Knölker, 2015
Iso-coridina	Toda la planta (adulto) Tallos (?)	Sonnet & Jacobson, 1971; Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004; Knölker, 2015
Lirinidina	Hojas (adulto) Tallos (?)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004
Liriodenina	Corteza (adulto) Tallos (?)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004; Becker, 2012; Knölker, 2015
Lisicamina	Corteza (adulto) Tallos (?)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004; Knölker, 2015
Metil-latherolina	-- (?)	Sonnet & Jacobson, 1971
N-formil-purpureina	Hojas (adulto)	Chang <i>et al</i> , 1998; Binage <i>et al</i> , 2004; Buckingham <i>et al</i> , 2010
N-metil-asimilobina	Hojas (adulto)	Chang <i>et al</i> , 1998; Knölker, 2015
N-metil-laurotetanina	Hojas (adulto)	Chang <i>et al</i> , 1998; Binage <i>et al</i> , 2004
N-metil-ilobina	Hojas (adulto)	Chang <i>et al</i> , 1998; Binage <i>et al</i> , 2004
Norpurpureina	Tallos & Hojas (adulto)	Leboeuf <i>et al</i> , 1982; Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004; Buckingham <i>et al</i> , 2010; Knölker, 2015
Norglaucina	Tallos (?)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004
Norpallidina	Tallos (?)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004
Northalbaicalidina	Tallos (?)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004
O-metilatherolina	Toda la planta (adulto)	Leboeuf <i>et al</i> , 1982; Knölker, 2015
O-Dimetilpurpureina	-- (?)	Leboeuf <i>et al</i> , 1982
O-methylflavinantina	Tallos (?)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004
Oxoglaucina	Corteza (adulto) Hojas (?)	Leboeuf <i>et al</i> , 1982; Chang <i>et al</i> , 1998; Chang <i>et al</i> , 2000; ; Binage <i>et al</i> , 2004; Buckingham <i>et al</i> , 2010
Oxopurpureina	Toda la planta (adulto) Hojas (?)	Leboeuf <i>et al</i> , 1982; Chang <i>et al</i> , 1998; Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004; Knölker, 2015

Oxonuciferina	Hojas (?)	Chang <i>et al</i> , 1998; Binage <i>et al</i> , 2004
Papaverina	Corteza (adulto) Tallos (?)	Chang <i>et al</i> , 1998; Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004; Becker, 2012
Pallidina	Tallos (?)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004
Predicentrina	Hojas (?)	Chang <i>et al</i> , 1998; Binage <i>et al</i> , 2004
Promucosina	Tallos (?)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004
Purpureina	Toda la planta (adulto)	Leboeuf <i>et al</i> , 1982; Knölker, 2015
Reticulina	Tallos (?)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004
Romucosina F	Tallos (adulto)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004; Knölker, 2015
Romucosina G	Tallos (adulto)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004; Knölker, 2015
Stepharina	Tallos (?)	Sonnet & Jacobson, 1971; Leboeuf <i>et al</i> , 1982; Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004
Thalbaicalidina	Tallos & Hojas (adulto)	Chang <i>et al</i> , 1998; Binage <i>et al</i> , 2004; Buckingham <i>et al</i> , 2010
Thalicsimidina	Tallos & Hojas (adulto)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004 ; Buckingham <i>et al</i> , 2010; Knölker, 2015
Thalicpureina	Hojas (?)	Chang <i>et al</i> , 1998; Binage <i>et al</i> , 2004; Buckingham <i>et al</i> , 2010
Thalifolina	Tallos (?)	Chang <i>et al</i> , 2000; Binage <i>et al</i> , 2004
Thalimicrinona	Hojas (?)	Binage <i>et al</i> , 2004

Simbología: --, no se encontraron datos del órgano de procedencia del alcaloide;
(?), no se reportó la etapa fenológica de la planta.

Para información más detallada de cada uno de ellos, ver Anexo I (Alcaloides reportados para *Annona purpurea*).

4.- OBJETIVOS

Objetivo General

- Determinar el efecto que tienen los factores ambientales y fisiológicos, durante el estiaje, sobre la producción de alcaloides, en juveniles y adultos de *Annona purpurea*.

Objetivos particulares

- Caracterizar los cambios en el perfil alcaloidal de juveniles y adultos de *A. purpurea* durante la estación seca del año.
- Determinar si la luz y la variación hídrica ambientales afectan la presencia y contenido de alcaloides.
- Relacionar el status fisiológico (hídrico y fotosintético) con la biosíntesis y contenido de alcaloides, durante la temporada estival.

4.1.- Hipótesis

- Los cambios estacionales de las Selvas Bajas Caducifolias han forzado en las especies que habitan en ellos, un despliegue de estrategias de sobrevivencia para soportar la escasez de agua y los cambiantes ambientes lumínicos. En varias especies se han reportado drásticos aumentos en el contenido de diversos metabolitos secundarios, como los alcaloides, en respuesta a la estación seca. Los juveniles y adultos de *Annona purpurea* sometidos a condiciones ambientales de este ambiente responderán con mecanismos de sobrevivencia modificando su metabolismo fotosintético y la producción de alcaloides.

5.- MÉTODO

5.1 Diseño experimental y métodos.

Los métodos fueron diseñados con la finalidad de determinar el efecto que las condiciones ambientales ejercen sobre la fisiología de *A. purpurea*, a lo largo de la temporada de estiaje (octubre - abril). Se buscó conocer los efectos del estrés hídrico, la intensidad solar, humedad y fenología pueden tener sobre el perfil alcaloidal de la especie. Además se evaluó la fenología, adultos y juveniles, buscando discriminar entre cambios fisiológicos asociados al ambiente – aprovechando la fenología fija en juveniles- y cambios debidos a procesos fenológicos de los adultos.

Los extractos de alcaloides de los árboles fueron previamente obtenidos por Arrollo (2014), a partir de cuatro recolectas periódicas de raíces, tallos y hojas de 10 árboles situados en la zona de estudio.

Las juveniles, fueron sembradas en el área de estudio y se realizó el mismo diseño de recolecta de los árboles adultos (Figura 3). Con la finalidad de determinar la distribución órgano-específica de los diversos alcaloides en juveniles, se realizó una colecta bimestral de diez juveniles por muestreo, a lo largo de la estación seca de año. Se separaron sus órganos –raíces, tallos y hojas; simultáneamente se construyó un modelo meteorológico del área de trabajo, para posteriormente relacionar las variaciones en el perfil alcaloidal, con parámetros climáticos. Los datos para elaborar este modelo, se obtuvieron de la estación meteorológica número 7331 “La Escalera”, Chiapas.

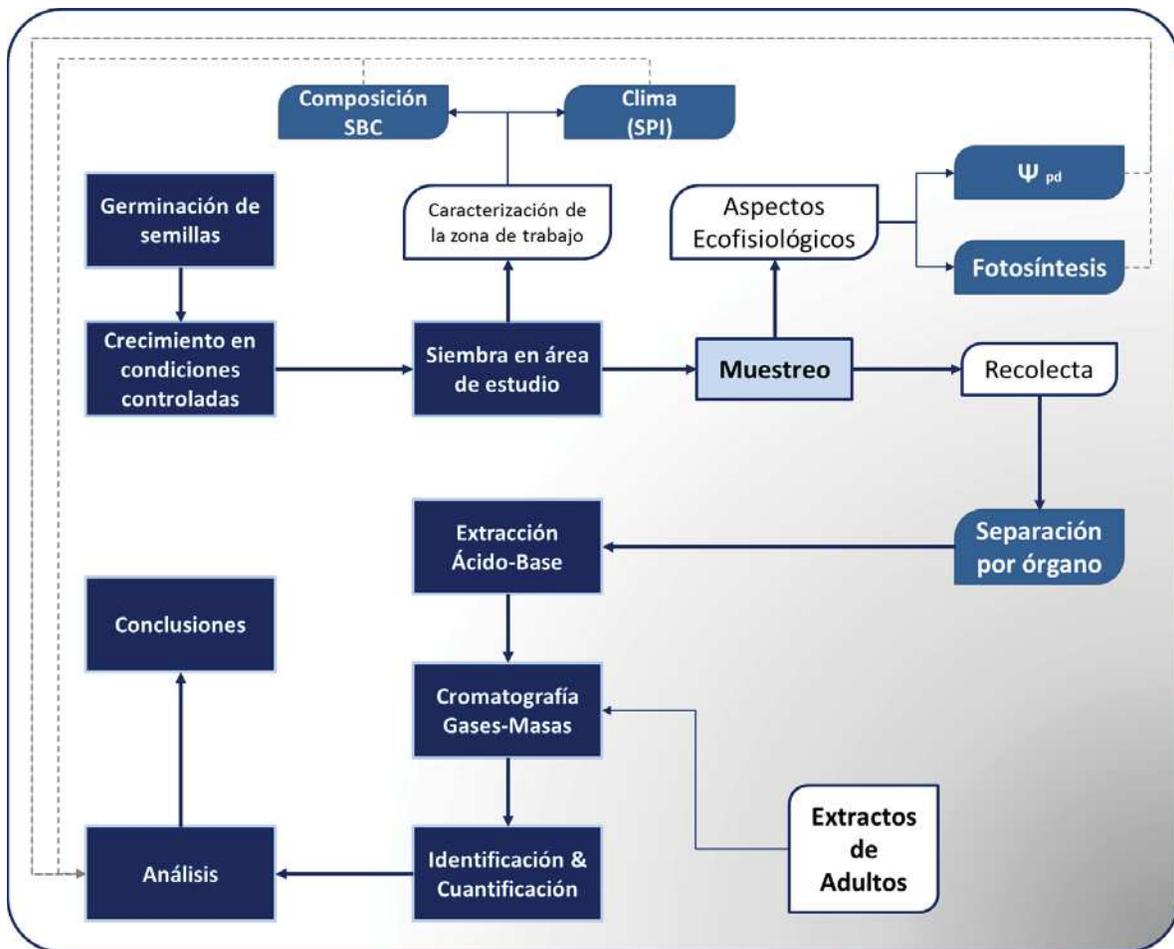


Figura 3.- Diseño experimental.

5.2 Caracterización de la zona de trabajo.

Para realizar la descripción de la zona de trabajo, se realizó un recorrido previo a la siembra de juveniles. La descripción general de ésta área permitió definir que el suelo de la región es sedimentario, con presencia mayoritaria de rocas ricas en carbonato de calcio y magnesio, además de presentar una estructura heterogénea; es común la presencia de agregados rocosos y cantos rodados de tamaño muy variable, en la capa superficial del suelo; la topografía de la zona es accidentada, con una pendiente promedio de 30 en dirección N – NE.

5.3 Clima en el área de trabajo.

Para determinar la estacionalidad histórica de la humedad – estiaje –sequía a lo largo del ciclo anual, se tomaron los datos de la estación climatológica número 7331, “La Escalera, Chiapas”; ubicada en el municipio de Acala (92° 59’ O, 16° 31’ N; 450 msnm) (Serrano-Sánchez, 2006), la más cercana al manchón de SBC donde se realizó el trabajo de campo. A partir de datos históricos mensuales de precipitación, a lo largo de 50 años (1965 – 2015) se construyó un modelo estadístico de precipitación; Standarized Precipitacion Index (SPI) y así fue posible delimitar con precisión la estación seca de la húmeda.

El Standarized Precipitation Index es una herramienta estadística – geográfica – climatológica desarrollada para definir y monitorear la sequía, que permite definir la rareza de un periodo seco en cualquier escala temporal, además de permitir definir con precisión la estacionalidad de una microregión (SADC – CCC, 2000).

5.4 Variables ecofisiológicas

5.4.1 Potencial hídrico al amanecer [ψ_{pd}]

El registro de potencial hídrico al amanecer (Ψ_{pd}) se midió con una bomba de presión tipo Scholander PMS modelo 600. Para medir este potencial hídrico, se realizaron tres cortes limpios en los brotes de tres juveniles de cada tratamiento, a las 6 am. Una vez realizado el corte inmediatamente se introdujo la rama en la cámara de presión y se le aplicó presión hasta el momento en que se compense la presión xilemática, brotando a través del corte del tallo agua del xilema.

La medición de los Ψ_{pd} a lo largo de los cuatro meses en los que las juveniles presentaron hojas, permitió determinar la incidencia y niveles de estrés hídrico en las plantas.

5.4.2 Fotosíntesis y captura de Carbono en juveniles de *A. purpurea* a lo largo de la estación seca.

Utilizando un Analizador de Gases por medio de Luz Infrarroja (IRGA) en sistema abierto (Li-COR modelo Li-6400), se realizaron marchas diurnas fotosintéticas; Se registró la asimilación instantánea de CO₂, a lo largo del día -cada dos horas, desde la salida hasta la puesta del sol (7:00, 9:00, 11:00, 15:00 y 17:00). El muestreo se realizó mensualmente, mientras hubo presencia de hojas. La n fue de 20.

A partir de estos registros, el equipo calculó la fotosíntesis - respiración, como una medida de la asimilación – emisión de CO₂ por parte de la planta; los datos se procesaron para obtener curvas que demuestran la actividad fotosintética a lo largo de un día. Finalmente, para estimar la captura diaria de Carbono (expresada en mmol C.día⁻¹), se calculó área bajo la curva (de las marchas fotosintéticas), por medio del software estadístico R 3.3.2 (R Core Team, 2013). De este modo resultó posible realizar una comparación entre meses dentro de la temporada seca y detectar los cambios fisiológicos presumiblemente asociados al estrés hídrico.

5.5 Perfil alcaloidal de juveniles de *A. purpurea* a lo largo del estiaje

5.5.1 Obtención de juveniles.

Se germinaron 250 semillas (recolectadas en la zona de estudio) para obtener 120 juveniles de *A. purpurea*; a partir de su germinación se mantuvieron en el sombreadero del Instituto de Ciencias Biológicas de la UNICACH. Para posteriormente sembrarlas en el área de estudio; para la germinación se controlaron las variables del suelo; se tomaron 70 bolsas de plástico de 30 x 30 cm, se añadió a cada bolsa 500 g de sustrato, con una composición constante; 68.5% tierra de cultivo –obtenida de la fracción superficial del suelo (horizonte A, 0 – 60 cm de profundidad)- 20% Oolita, 10% Peat Moss, 1.5% Abono orgánico. En

cada bolsa se colocaron cuatro semillas. Al alcanzar la etapa de 2 hojas, cada planta fue separada y colocada en una bolsa de 17 x 13 x 30 cm, con 300 g del mismo sustrato. El riego se realizó cada cuarto día.

Cada bolsa, con una planta juvenil, se consideró una unidad experimental. El diseño experimental fue un factorial de 5 (colectas) x 3 (tejidos), con una n de 10. Este diseño permitió, utilizando el perfil alcaloidal por órgano y colecta como variable dependiente; medir la variación *a) intraespecífica* (total y por órgano) en cada colecta; *b) órgano-específica* en cada colecta y *c) temporal* (a lo largo de las cinco colectas). Esta última, además, permitió relacionar los cambios fisiológicos, expresados en la variación del perfil alcaloidal, con las variables ambientales, como matriz explicativa.

5.5.2 Siembra en la zona de estudio

Durante el verano (Julio 2015), 120 juveniles, en etapa de 6 hojas (~12 semanas desde la puesta en germinación), fueron trasplantadas a la zona de estudio, área que cuenta con un manchón de selva baja caducifolia (SBC). Se aclimataron durante dos meses antes de la obtención de datos y recolecta.

5.5.3 Muestreo y recolecta de material vegetal.

La recolecta se realizó durante la primer semana del mes correspondiente –a partir de Octubre 2015- y en un lapso de una hora (8 – 9 am). Cada juvenil se extrajo cuidadosamente del suelo, cuidando de no fracturar sus raíces, se removió la tierra atrapada por esta y se guardó, por separado, en bolsas de papel, para facilitar el proceso de secado.

Cuadro 2.- Mes de las recolectas de juveniles y adultas.

Periodicidad de las recolectas.		
Recolecta	Juveniles	Adultas
I	Octubre	Octubre
II	Diciembre	Diciembre
III	Febrero	Febrero
IV	Marzo	Abril
V	Abril	Junio

Las recolectas de juveniles y adultos fueron realizadas con periodicidad similar, exceptuando el caso de los muestreos IV y V; la recolecta V de juveniles se corresponde con la IV de adultos.

5.5.4 Obtención del extracto alcaloidal total.

El material biológico recolectado se secó a temperatura ambiente por 20 días; a continuación se procedió a separar cada planta en raíces, tallos y hojas, cada uno de ellos se procesó por separado.

Los extractos alcaloidales se obtuvieron mediante la técnica de extracción ácido – base, modificada por González-Esquinca (2001); Cada muestra fue finamente molida y pesada. Se separaron 2 g de material vegetal. Cada una de ellas, posteriormente fue impregnada con 10 mL de disolución saturada de carbonato de sodio (Na_2CO_3) y mantenida a temperatura ambiente durante 40 a 72 h, hasta obtener muestras completamente secas. El extracto clorofórmico se obtuvo añadiendo 15 mL de CHCl_3 a la muestra seca, manteniéndola en agitación constante por 2 h, y posteriormente filtrada. La fase clorofórmica se extrajo con 30 mL de solución 1N de ácido clorhídrico (HCl). La fase ácida fue alcalinizada hasta un pH de 9.5 agregando una solución saturada de carbonato de sodio (Na_2CO_3).

La fase alcalina se extrajo con 10 mL de cloroformo (CHCl_3). El disolvente se eliminó mediante evaporación a 60°C y presión reducida. Figura 4

El concentrado obtenido, denominado extracto alcaloidal total, fue colocado en viales de cristal, de 10 mL, limpios, pesados y etiquetados. Cualquier resto de disolvente se evaporó a temperatura ambiente. A cada extracto obtenido se le realizó una cromatografía en placa fina; la fase móvil fue CHCl_3 : MeOH 8.5 : 1.5 y la fase estacionaria sílica; se reveló con reactivo de Dragendorff para identificar compuestos nitrogenados (presumiblemente alcaloides).

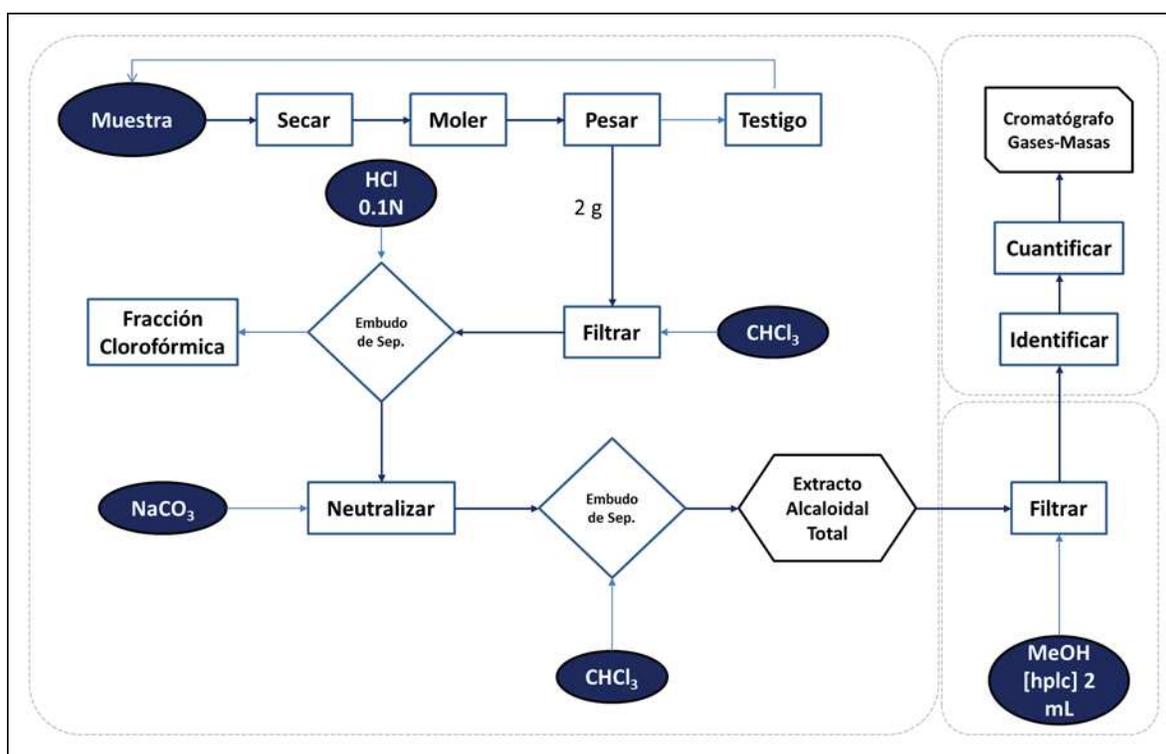


Figura 4.- Extracción alcaloidal. Método Ácido – Base (González-Esquinca *opcit*)

5.5.5 Determinación y cuantificación de alcaloides.

Se obtuvieron disoluciones de cada extracto alcaloidal total, en 2 mL de MeOH, posteriormente esta solución fue filtrada y 1.2 mL de ella se colocó dentro de un vial cromatográfico.

El análisis se realizó en un Cromatógrafo de Masas – Gases (Perkin-Elmer Mass Spectrometer Clarus SQ 8T – Gas Chromatograph Clarus 680), bajo las siguientes condiciones: Muestra de 1µL en MeOH; tasa de separación 1:30; columna capilar Perkin-Elmer Elite-1 (32 m, 0.32 mm) como fase estacionaria; He 1.2 mL.min⁻¹, como fase móvil; rampeo de temperatura: 150 °C, 1 min (tasa de 10 °C.min⁻¹, hasta los 280 °C), 280 °C, 16 min; temperatura del inyector, 300 °C y detección de fragmentos: 50 ~ 500 Da (Egydio *et al* 2013; modificado).

A partir de los cromatogramas obtenidos se procedió a identificar y cuantificar los compuestos encontrados. Los cromatogramas fueron analizados mediante el software TurboMass Ver 6.1.0 incluido en el equipo,

La determinación de alcaloides –y otros compuestos presentes en las muestras se realizó por medio de la biblioteca NIST (National Institute of Standards and Technology), reportando únicamente aquellos compuestos cuya coincidencia-confiabilidad fuese > 75% y, en los casos en los que no se alcanzó tal nivel de confiabilidad, se procedió con comparación de patrones de fragmentación y tiempos de retención, con lo reportado en la bibliografía especializada sobre el tema. En los casos en los que no fue posible alcanzar la determinación del compuesto, este se menciona con una denominación genérica a su estructura química y un número consecutivo.

La cuantificación se realizó por medio del método de integración de áreas de los picos, incluida en el software del equipo.

5.6 Diferencias órgano-específicas y fenología en los perfiles alcaloidales de A. purpurea

Para determinar el impacto que tiene la etapa fenológica de la planta, frente al perfil alcaloidal, en particular, y quimiodiversidad, en general, se compararon los resultados de juveniles, con datos no publicados de un estudio previo, de individuos adultos de *A. purpurea*, crecidos en la misma zona.

Se buscaron coincidencias y diferencias entre el perfil alcaloidal por tejido y temporada entre ambos estados fenológicos y a continuación se analizó la cantidad de cada metabolito especializado de interés para el estudio.

5.7 Análisis de resultados

Inicialmente se realizaron análisis de los aspectos ecofisiológicos; potencial hídrico al amanecer (ψ_{pd}) y fotosíntesis – captura diaria de carbono. Para determinar si el status hídrico de las juveniles presenta diferencias significativas entre los muestreos, se realizó el test no paramétrico de Kruskal – Wallis; cuando éste tuvo como resultado un valor de p inferior a 0.05, se continuó con una prueba *a posteriori* de Games-Howell, para indicar en dónde están las diferencias; se seleccionó este test porque está diseñado para contrastar muestras pequeñas, carentes de homocedasticidad (Ruxton & Beauchamp, 2008). Se utilizaron los mismos análisis para determinar diferencias entre las marchas fotosintéticas diurnas por mes y la captura diaria de carbono. Todos los análisis estadísticos se realizaron con el software R 2.3.3, mientras que los gráficos se realizaron con Sigma Plot 10.0

Los perfiles alcaloidales de juveniles y adultos de *A. purpurea*, fueron analizados por separado, primeramente se evaluó la variación temporal, es decir, las diferencias en el contenido de alcaloides a lo largo de las cinco recolectas realizadas durante la estación seca. Esta evaluación se realizó por cada uno de los seis alcaloides encontrados: annomontina, coridina, glaucina, iso-coridina, papaverina y thalimicrinona; por medio de una serie de test de Kruskal-Wallis, siendo la variable dependiente la cantidad relativa del alcaloide y la independiente –grupo- el muestreo. Además se realizó un Análisis de Similitud (ANOSIM), en el que se incluyeron todos los alcaloides, para contrastar las diferencias en la estructura del perfil alcaloidal entre muestreos. Se mantuvieron juveniles y adultos por separado.

La variabilidad órgano-específica fue evaluada del mismo modo; considerando los alcaloides por separado, se realizaron múltiples pruebas de Kruskal – Wallis, seguidos del test de Games – Howell, cuando fue pertinente; se mantuvo la cantidad relativa del alcaloide como variable dependiente y el órgano de la planta como variable categórica. Se concluyó con un Análisis de Componentes Principales (PCA), para evaluar las relaciones entre cantidad de cada uno de los metabolitos secundarios identificados por muestreo, respecto al órgano de la planta, como variable de agrupación; este análisis fue realizado manteniendo la fenología (juveniles y adultos) por separado.

Para analizar la variabilidad atribuible al estado fenológico, se realizó un nuevo análisis de similitud (ANOSIM), en el que se consideraron todos los alcaloides y muestreos, como variables dependientes y los dos grupos evaluados fueron juveniles y adultos.

Finalmente se evaluó la manera en la que factores ambientales (Temperatura máxima y mínima.día⁻¹, Precipitación, Radiación Solar, Evaporación, Días con lluvia) y variables fisiológicas (ψ_{pd} , Carbono fijado.día⁻¹) se relacionan con los cambios en el número de alcaloides y las cantidades relativas de cada uno de ellos. Primeramente fue necesario evaluar la existencia y, en su caso, significancia de dichas correlaciones, considerando las variables ambientales una matriz explicativa y el perfil alcaloidal, la matriz de respuesta, para ello se realizó un test de Mantel, seguido de un análisis de ordenación que permitiera visualizar las relaciones entre variables ambientales, estacionales y quimiodiversidad por tejido, muestreo y fenología, en un espacio multivariado, y así determinar cuáles son los factores ambientales que mayor impacto tienen sobre los procesos fisiológicos de la planta, entre ellos, la biosíntesis de alcaloides. Para ello, se realizó un análisis de redundancia (RDA), que permitió además, visualizar las relaciones directa e inversamente proporcionales entre ciertas variables ambientales y la presencia de alcaloides específicos.

Para finalizar, se realizó un análisis de agrupación cluster UPGMA (Unweighted Pair Group Method with Arithmetic Mean), para agrupar los perfiles

alcaloidales y evaluar la manera en la que la fenología y la duración del estiaje modifican dicho el perfil en cada órgano de la planta.

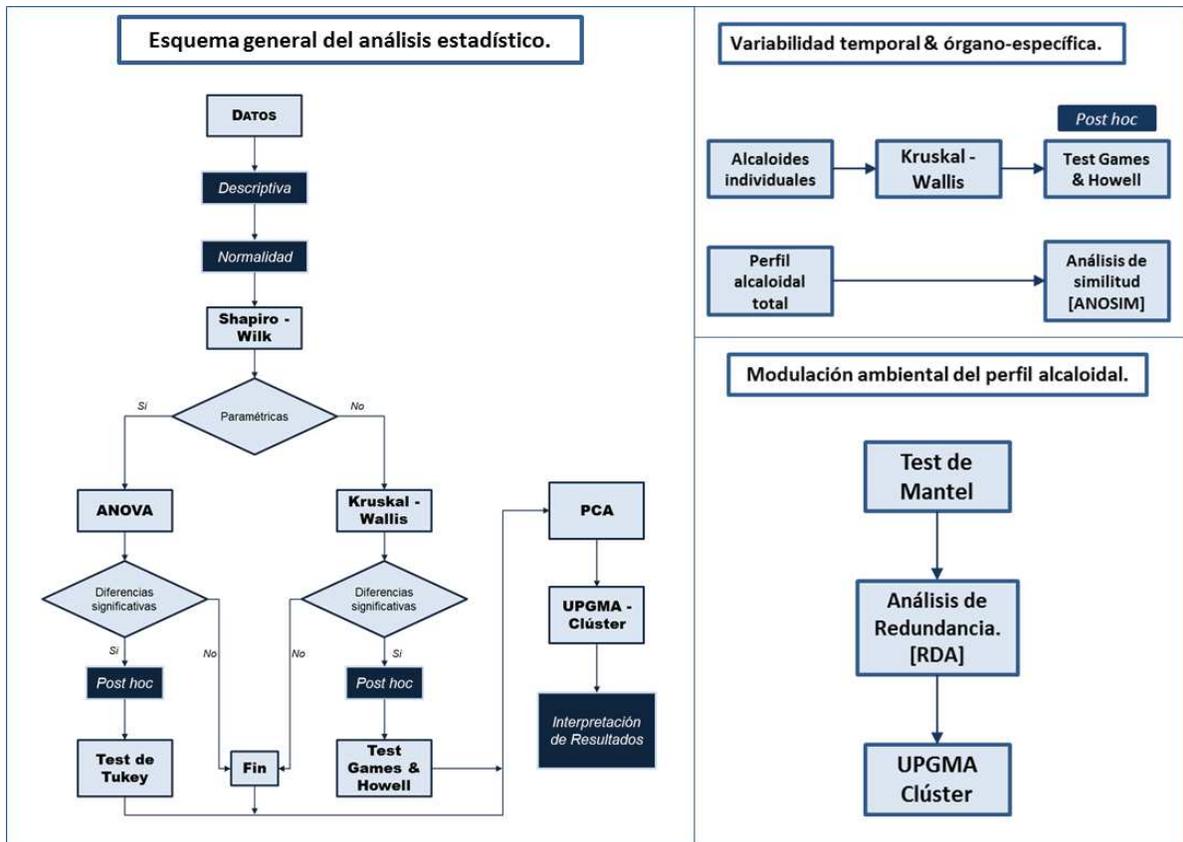


Figura 5.- Análisis estadístico.

6.- RESULTADOS

6.1 Caracterización climática y física del área de trabajo

6.1.1 Ubicación espacial y características físicas

La zona donde se estableció el campo experimental, está dentro de un fragmento perturbado de selva baja caducifolia (SBC) ubicada dentro de la Depresión Central de Chiapas (DCCh). Se encuentra aproximadamente a 50 km de distancia del municipio de Tuxtla Gutiérrez, sobre el tramo carretero Las Limas-Revolución Mexicana, entre la localidad de Julián Grajales (municipio de Chiapa de Corzo) y el municipio de Parral, a 2 km de distancia de la carretera estatal 157.

Cuadro 3.- Coordenadas geográficas del polígono que delimita el área de trabajo

Ubicación espacial del campo experimental.	
Longitud	latitud
92,57'52.812"	16,31'2.796"
92,57'52.812"	16,31'2.796"
92,55'48.708"	16,32'4.596"
92,55'48.708"	16,32'4.596"

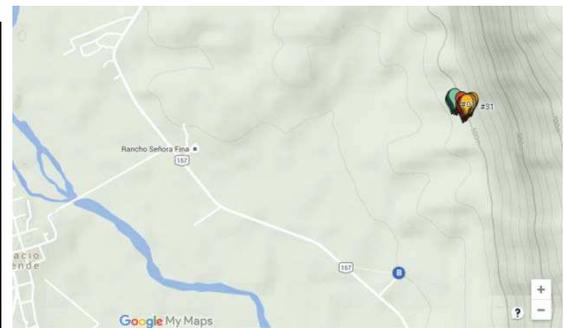


Figura 6.- Mapa del área de trabajo.

La extensión –calculada- del área de trabajo fue de 1.4 Ha, en las que se trasplantaron 120 plantas juveniles de *A. purpurea*

6.1.2 Caracterización climática.

De acuerdo con Trejo-Vázquez (1999), climatológicamente, las selvas bajas caducifolias ubicadas dentro de la depresión central de Chiapas están clasificadas como regiones de clima cálido subhúmedo (Aw0). Los parámetros climáticos, determinados de acuerdo al Standardized Precipitation Index (SPI) –realizado a partir de datos de la estación meteorológica La Escalera (Chiapas)- muestran conformidad con estos datos bibliográficos; Con base al índice mencionado (SPI) (Figura 7), fue posible determinar que en la Selva Baja Caducifolia (SBC) de la Depresión Central de Chiapas (DCCCh), existen dos estaciones bien marcadas; la húmeda (lluviosa), entre mayo y los primeros días de octubre, y el estiaje (seca) de noviembre a mediados de abril. Además de un par de breves periodos de transición, justo en el límite entre ambas estaciones.

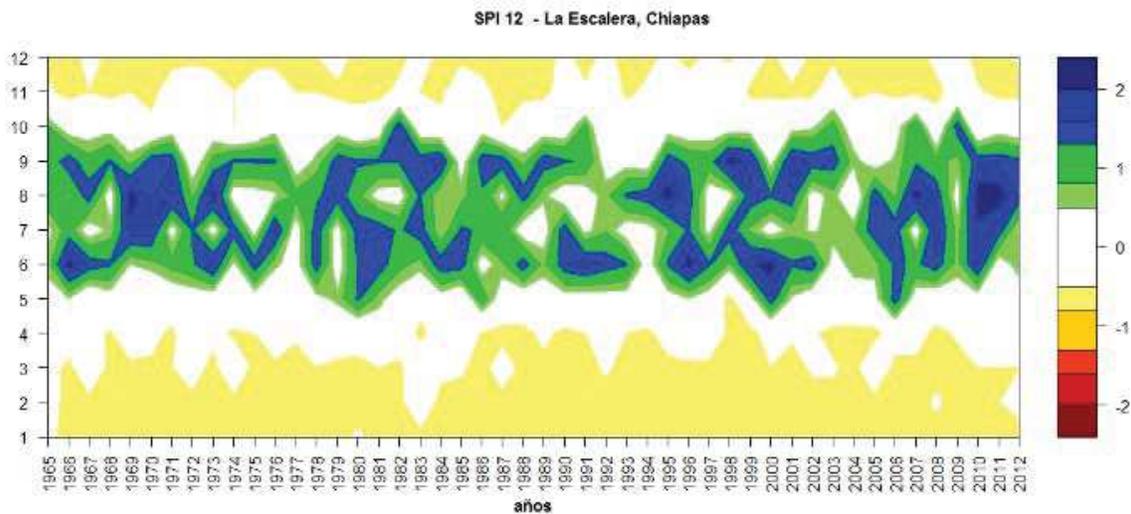


Figura 7.- Standardized Precipitation Index (SPI) a partir de datos de la estación meteorológica “La Escalera (7331)”, Chiapa de Corzo, Chiapas. Las unidades (-3 ~ +3) son arbitrarias. (2) Extremadamente húmedo; (1) Moderadamente húmedo; (0) Normal; (-1) Moderadamente seco; (-2) Severamente seco. (McKee et al, 1993; 1995)

Otro de los resultados del SPI fue la ausencia de un registro histórico de sequía, para esta región (valores de -2), mientras que humedad alta (valores +2) solo se suele presentar en periodos de pocos días en julio y/o agosto y, cuando se

presenta suele ser en periodos intermitentes de 1 a 2 años, seguidos de 4, 10 o 12 años sin aparecer. De modo que la estación lluviosa (mayo-octubre), presenta dos máximos (primera semana de julio y agosto); para el diseño experimental del proyecto, con muestreos bimestrales, no hizo falta un análisis a escala de semanas; bastó con definir las dos estaciones, seca y lluviosa, quedando de la manera presentada en el cuadro 3.

Cuadro 4.- Estacionalidad de los muestreos, según el SPI realizado en el área de estudio.

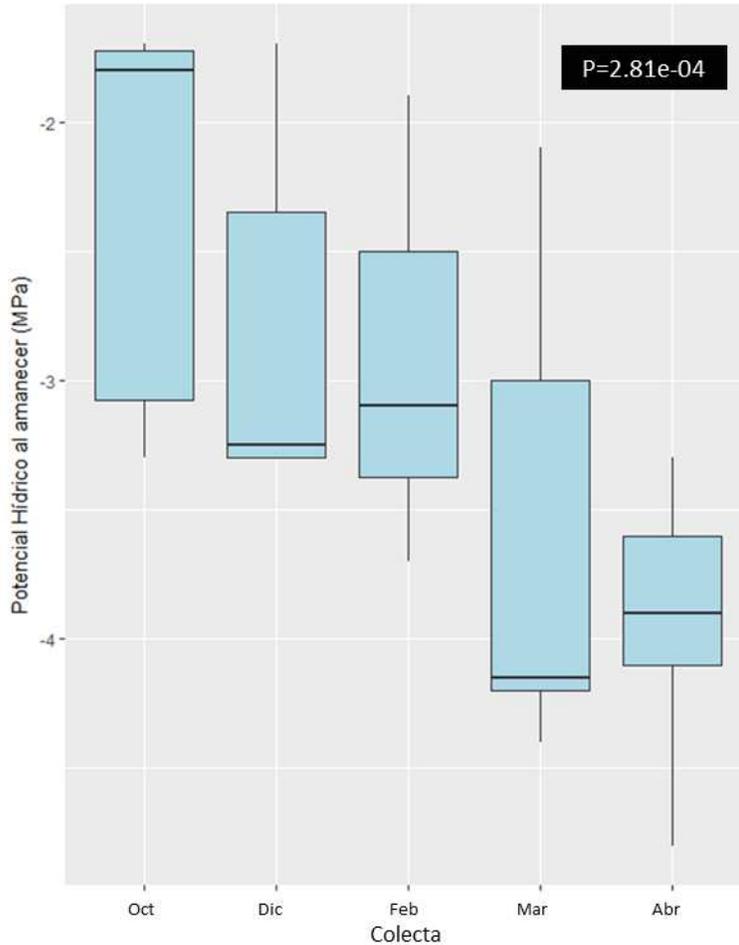
Estacionalidad de acuerdo al SPI (La Escalera, Chiapas)			
Colecta		Fecha	Estacionalidad
I	[Oct]	24 – Oct – 2015	Estiaje / Transición
II	[Dic]	29 – Dic – 2015	Estiaje (inicial)
III	[Feb]	01 – Feb – 2016	Estiaje
IV	[Mar]	18 – Mar – 2017	Estiaje
V	[Abr]	08 – Abr – 2017	Estiaje (final)

6.2 Aspectos ecofisiológicos

6.2.1 Potencial Hídrico al Amanecer [ψ_{pd}]

Para tener evidencia del estado hídrico de las juveniles, y de la variación de este parámetro a lo largo del estiaje, se midió el potencial hídrico al amanecer (Ψ_{pd}).

El Ψ cambia según las condiciones ambientales y capacidad de retención de humedad, por parte de la matriz del suelo, por lo que se va modificando a lo largo del año. Para el caso de *A. purpurea*, se determinó un mínimo Ψ_{pd} (condiciones de estrés hídrico), en marzo –colecta IV- y abril –colecta V; lo que significa una disminución drástica entre octubre ($x= -2.28$ MPa) y enero ($x= -3.94$ MPa) (Figura 8).



Como se puede observar, se mantuvo una tendencia descendente conforme avanzaba la estación seca; hacia el final de la misma, existió una tendencia hacia la estabilidad de este comportamiento. Estadísticamente (Games - Howell), se encontraron diferencias entre los muestreos I, IV y V ($I \neq IV$, $I \neq V$, $II \neq V$).

Figura 8.- Potencial hídrico (Ψ_{pd}) al amanecer (juveniles de *A. purpurea*). $n=5$; Kruskal-Wallis $p=2.81 \times 10^{-4}$. Las barras corresponden a la desviación estándar.

6.2.2 Fotosíntesis y captura de carbono

Se calculó la fotosíntesis en base a la tasa de intercambio gaseoso de carbono, medida durante los meses en los que las plantas mantuvieron sus hojas. Las juveniles de *A. purpurea* presentaron actividad fotosintética baja, notablemente inferior, respecto a las de otras especies del mismo género, *Annona*. En la figura 9 se presenta una marcha diurna promedio de 4 meses de muestreo de *A. purpurea*, respecto al promedio de las cuatro especies del género en las que se realizó la medición (*A. lutescens*, *A. macrophyllata*, *A. purpurea* y *A. reticulata*). La curva

superior representa el promedio del género (*Annona*) y la inferior únicamente a *A. purpurea*.

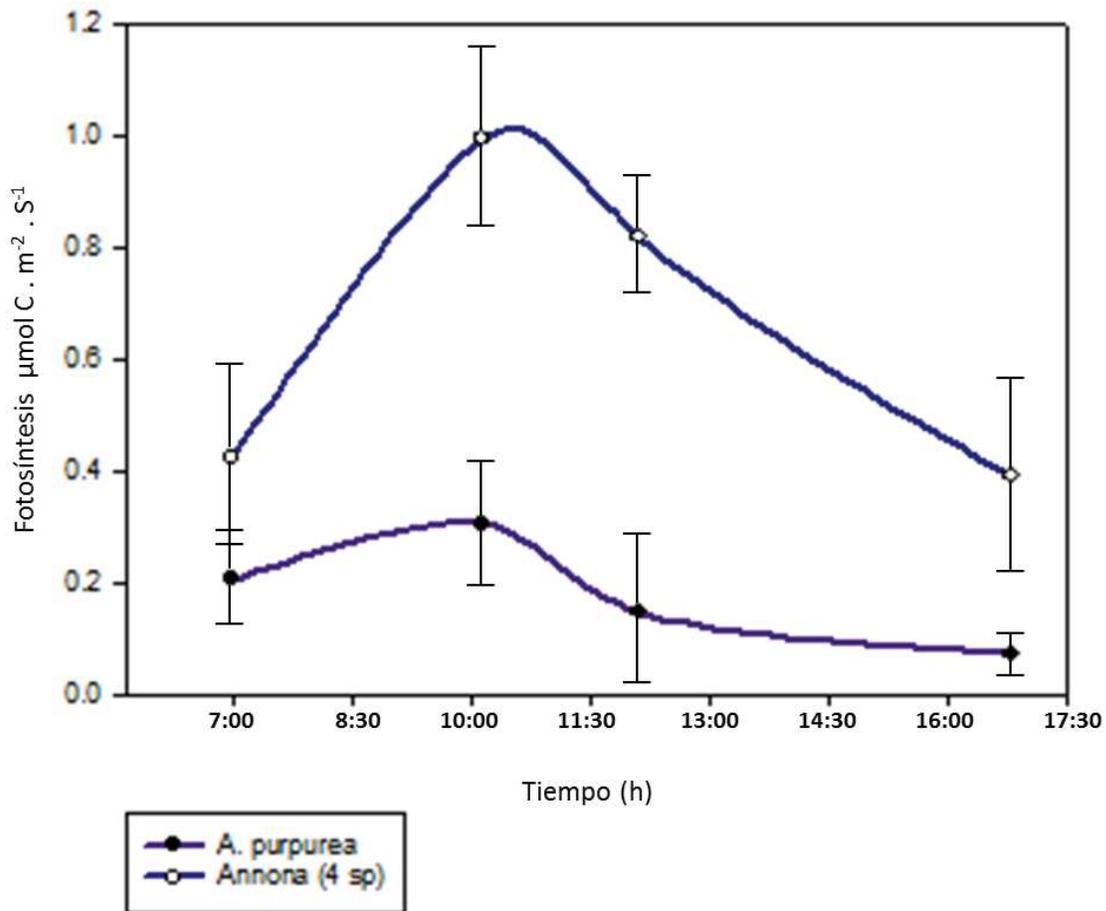


Figura 9.- Respuesta fotosintética de juveniles de *A. purpurea* a lo largo de un día, respecto al promedio de 4 especies del género *Annona*. (Promedio de 4 meses: Octubre 2015-Enero 2016). n = 5. Las barras representan la desviación estándar.

Las juveniles de *A. purpurea*, exhibieron cambios en su patrón fotosintético diario a lo largo de los 4 meses de medición (Figura 10).

Se añadió una línea horizontal para facilitar la comprensión de las curvas, la cual mide el punto en el que se alcanza un equilibrio entre fotosíntesis (asimilación de C) y respiración (emisión de C). Cuando los valores se encuentran por encima del 0, la planta juvenil está incorporando C –con un balance favorable hacia la

fotosíntesis, mientras que, cuando se encuentra por debajo, es mayor la respiración que la fotosíntesis.

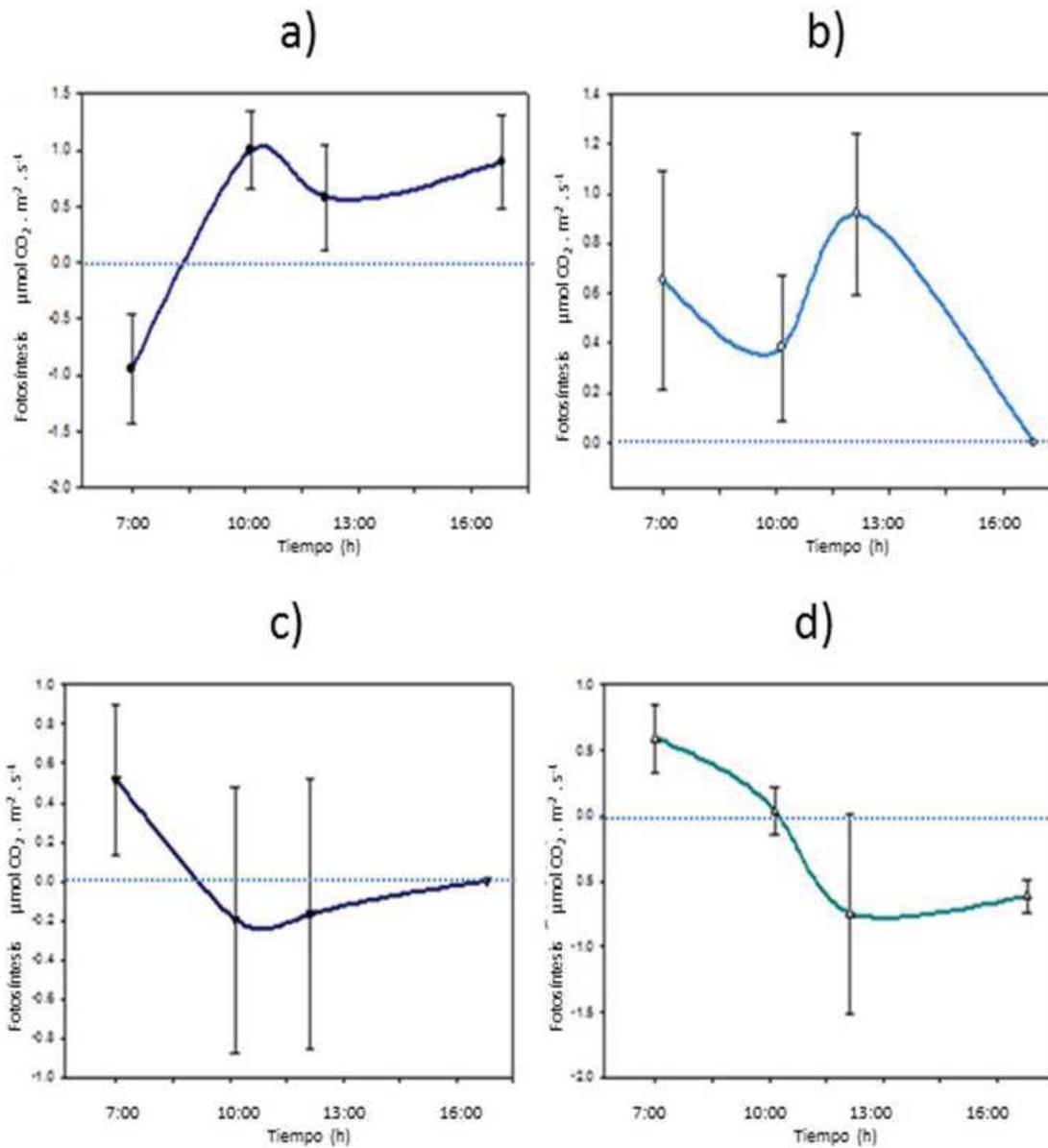


Figura 10.- Curvas fotosintéticas diarias (juveniles de *A. purpurea*), a lo largo de 4 meses: a) octubre, b) noviembre, c) diciembre, d) enero. n=5; p=0.038. Kruskal Wallis. Las barras corresponden a la desviación estándar.

Este patrón cambiante explica las diferentes concentraciones de Carbono capturado al día (Figura 11), como es de esperar, a partir de la primera medición, en octubre -transición entre temporada lluviosa y estiaje, la ganancia diaria de carbono presenta una tendencia a disminuir conforme transcurren los meses con ausencia de lluvia, llegando a calcularse un descenso superior al 90% del carbono capturados por día, en enero respecto a octubre, como valor de referencia.

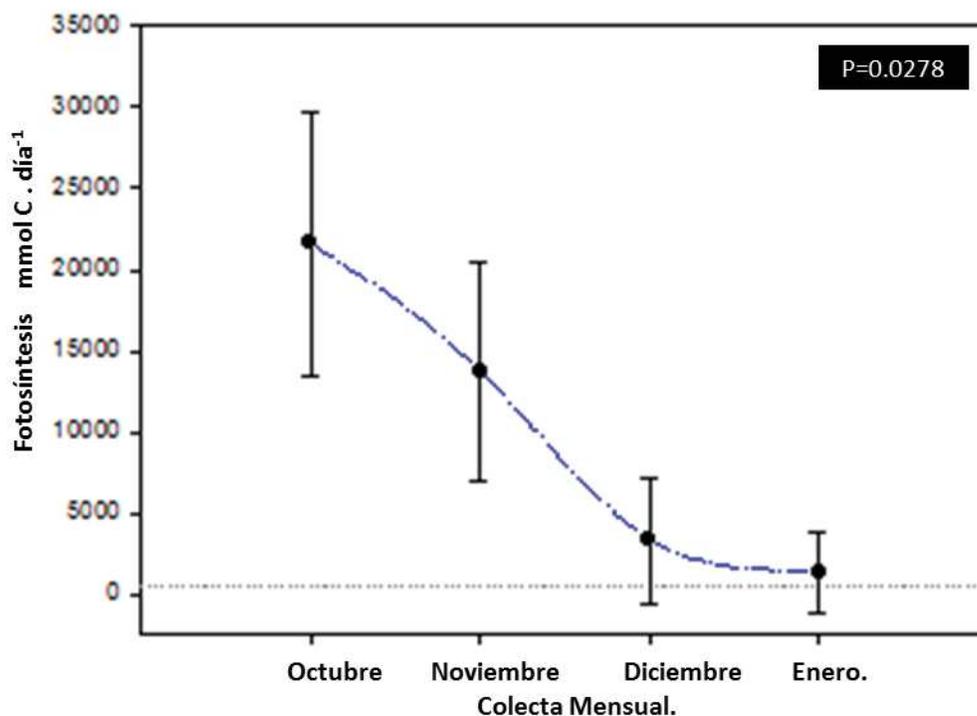


Figura 11.- Captura diaria de Carbono (mmol C.día⁻¹). Juveniles de *A. purpurea*, a lo largo de 4 meses (Octubre - Enero). n = 5; p = 0.0278 (Kruskal-Wallis). Las barras corresponden a la desviación estándar.

6.3 Perfil alcaloidal a lo largo de la temporada seca.

A partir de las cinco recolectas realizadas entre octubre y abril, se obtuvieron 75 extractos alcaloidales de juveniles de *A. purpurea*, con los siguientes datos

Cuadro 5.- Cantidad relativa de extractos alcaloidales totales, por tejido y recolecta a partir de la que se realizó la cromatografía de Gases-Masas. Se indica la desviación estándar. Juveniles de *A. purpurea*

Extractos alcaloidales totales obtenidos a lo largo de un ciclo anual							
Colecta	Peso total	Raíces		Tallos		Hojas	
		\bar{x}		\bar{x}		\bar{x}	
I.- Octubre	Extracto (mg/g de tejido)	10.36	±11.05	13.34	±4.84	4.35	±2.64
	Concentración (mg.tejido/ml.MeOH)	0.88	±1.03	2.43	±0.91	0.37	±0.26
II.- Diciembre	Extracto (mg/g de tejido)	18.12	±7.64	26.10	±19.54	28.81	±23.66
	Concentración (mg.tejido/ml.MeOH)	2.74	±0.76	4.70	±1.95	4.95	±3.57
III.- Febrero	Extracto (mg/g de tejido)	10.46	±5.37	17.66	±8.67	27.42	±13.91
	Concentración (mg.tejido/ml.MeOH)	1.84	±0.94	3.45	±1.47	4.86	±2.44
IV.- Marzo	Extracto (mg/g de tejido)	21.89	±12.65	17.09	±7.92	28.21	±11.82
	Concentración (mg.tejido/ml.MeOH)	4.53	±2.21	2.99	±1.39	3.95	±1.65
V.- Abril	Extracto (mg/g de tejido)	20.05	±7.32	15.40	±4.11	12.72	±18.76
	Concentración (mg.tejido/ml.MeOH)	3.73	±1.31	3.34	±0.86	1.78	±2.04

El perfil químico de los extractos de *A. purpurea* estuvo constituido por 7 alcaloides, 7 metabolitos no nitrogenados –en su mayoría terpenos, y 7 compuestos con probabilidad de ser alcaloides. Estos MS tuvieron distribuciones temporales en los tejidos.

Cuadro 6.- Compuestos identificados en los extractos alcaloidales totales de *A. purpurea*: Alcaloides y metabolitos secundarios (MS) no basados en N.

Metabolitos secundarios encontrados en extractos clorofórmicos de juveniles y adultos de <i>Annona purpurea</i>.					
Alcaloides	Nombre	Abrevia-tura	Fenología	Tejido	Reportado por
		Annomontina	ANM	Adultos	R – T
	Coridina	CRD	Adultos	R	Sonnet & Jacobson, 1971

Terpenos	Glaucina	GLC	Juveniles	R – T - H	Chang <i>et al</i> , 1998
	Iso-coridina	I-CR	Juveniles	T – H	Sonnet & Jacobson, 1971 Chang <i>et al</i> , 2000
	Papaverina	PVR	Juveniles Adultos	R – T - H	No se encontraron reportes en <i>A. purpurea</i>
	Rhoadina	RHD	Juveniles	H	No se encontraron reportes en <i>A. purpurea</i>
	Thalimicrinina	THM	Juveniles Adultos	R – T - H	No se encontraron reportes en <i>A. purpurea</i>
	Campesterol	CMP	Juveniles	T – H	No se encontraron reportes en <i>A. purpurea</i>
	Baccharano (Secolupano)	BCH	Juveniles	R	No se encontraron reportes en <i>A. purpurea</i>
	Dioxolano	DXO	Juveniles	R – H	No se encontraron reportes en <i>A. purpurea</i>
	2-Myristynoil-glicinamida	MYR	Juveniles	R - T – H	No se encontraron reportes en <i>A. purpurea</i>
	γ-Sitosterol	SIT	Juveniles	T – H	Chang <i>et al</i> , 2000
	Stigmasterol	STG	Juveniles	T – H	Chang <i>et al</i> , 2000
	β-Vetiveneno	H-NFT	Juveniles	R	Germosén-Robineau, 2017 (reporta para familia Annonaceae)

Además de encontrar que ciertos metabolitos presentan una notoria relación órgano-específica, se obtuvo evidencia respecto al modo en que la estacionalidad influye sobre la presencia – ausencia y distribución entre los órganos de la planta, en la mayoría de estos compuestos.

Al analizar cada alcaloide, por tejido, a lo largo del estudio, se aprecia una patrón claro, en el que, conforme avanza el estiaje, las concentraciones relativas de estos metabolitos tienden a aumentar; sin embargo, en febrero (colecta III), se

presenta una disminución de la cantidad de la mayoría de los metabolitos (alcaloides, ésteres, compuestos nitrogenados); Esta disminución no resultó estadísticamente significativa en todos los casos.

Cuadro 7	Presencia – Ausencia de Alcaloides en juveniles de <i>A. purpurea</i>															Col.	
	Alcaloide	R ₁	R ₂	R ₃	R ₄	R ₅	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄	T ₅	H ₁	H ₂	H ₃	H ₄		H ₅
Glaucina	X	X	X		X	X	X	X	X	X				X	X	X	I
						X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	II
	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		III
	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X			IV
	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		X		V
Iso-corydina						X	X	X	X	X							I
						X	X	X	X	X			X		X	X	II
						X					X	X	X	X	X		III
						X	X	X	X	X		X	X	X	X		IV
						X	X	X	X	X	X	X	X		X		V
Papaverina							X	X	X	X							I
						X	X		X	X							II
						X			X	X							III
						X		X	X	X							IV
						X	X	X	X	X	X						V
Thalimicrina						X	X	X	X	X							I
						X	X	X	X	X							II
						X	X			X			X				III
						X		X	X	X	X	X	X			X	IV
						X	X	X	X	X	X	X			X		V
Rhoeadina												X	X			X	I
												X	X		X	X	II
												X	X	X	X	X	III
												X	X		X		IV
												X	X		X		V
Alc. Isoquinolínico I															X		I
												X	X	X	X		II
												X	X		X		III
												X	X		X		IV
												X	X		X		V
Alc. Isoquinolínico II						X		X	X	X							I
								X	X	X							II
								X	X								III
						X		X									IV
						X	X	X	X	X	X						V
Alc. Isoquinolínico III			X	X	X	X	X	X	X	X							I
			X	X	X	X	X	X	X	X							II
	X		X	X	X	X			X	X							III
		X	X	X	X	X	X	X	X	X							IV
	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X							V

Presencia – Ausencia de Alcaloides en Plántulas de *A. purpurea* (continuación)

Alcaloide	R ₁	R ₂	R ₃	R ₄	R ₅	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄	T ₅	H ₁	H ₂	H ₃	H ₄	H ₅	Col.
Comp. Indólico I						X	X	X	X	X						I
						X	X		X	X						II
						X	X	X	X	X						III
						X	X	X	X	X						IV
						X	X	X	X	X						V
Comp. Indólico II						X	X	X	X	X						I
						X	X	X	X	X						II
						X		X	X							III
						X		X	X	X						IV
						X	X	X	X	X	X					V
Comp. Indólico III							X	X	X	X						I
	X			X	X	X		X	X	X						II
	X	X		X		X		X	X	X						III
						X		X	X	X						IV
						X	X	X	X	X						V

Cuadro 8	Presencia – Ausencia de Alcaloides en Adultos de <i>A. purpurea</i>																
Alcaloide	R ₁	R ₂	R ₃	R ₄	R ₅	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄	T ₅	H ₁	H ₂	H ₃	H ₄	H ₅	Col.	
Annomontina	X	X	X	X	X												I
	X	X	X	X	X												II
	X	X	X	X	X	X		X									III
	X	X	X	X	X												IV
	X	X	X	X	X												V
Corydina																	I
	X	X			X												II
																	III
																	IV
																	V
Papaverina	X	X	X	X	X												I
		X		X													II
								X			X						III
	X	X		X		X	X	X	X	X							IV
																	V
Thalimicrinone	X	X	X	X	X												I
		X	X	X													II
			X	X	X	X	X	X		X							III
		X	X		X	X	X	X	X	X							IV
	X	X	X	X	X			X									V
Alc. Isoquinolínico II	X			X													I
	X	X	X	X	X												II
			X	X	X	X			X								III
	X	X	X	X	X	X		X			X						IV
		X		X	X			X									V

Alc. Isoquinolinico IV	X		X	X	X	X		X		X		X		X	X		I II III IV V
Alc. Isoquinolinico V		X			X	X											I II III IV V
Alc. Isoquinolinico VI	X				X												I II III IV V

Cuadro 9	Presencia – Ausencia de Terpenos en juveniles de <i>A. purpurea</i>															Col.	
Terpeno	R ₁	R ₂	R ₃	R ₄	R ₅	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄	T ₅	H ₁	H ₂	H ₃	H ₄	H ₅	Col.	
Myristoyl						X	X	X	X	X							I II III IV V
Campesterol						X	X	X		X					X		I II III IV V
Gamma Sitoesterol						X	X	X	X	X		X					I II III IV V
Stigmasterol						X	X	X	X	X							I II III IV V
β- Vetivenene	X	X		X	X												I II III IV V
Dioxolano		X		X	X						X	X	X		X		I II III IV V

Secolupano	χ					I
		χ	χ	χ		II
			χ			III
				χ		IV
			χ	χ	χ	V

Los distintos alcaloides identificados en juveniles y adultos, fueron analizados de manera individual y global. En el cuadro 2 (Método) se indican los meses de colecta de juveniles y adultos.

Annomontina

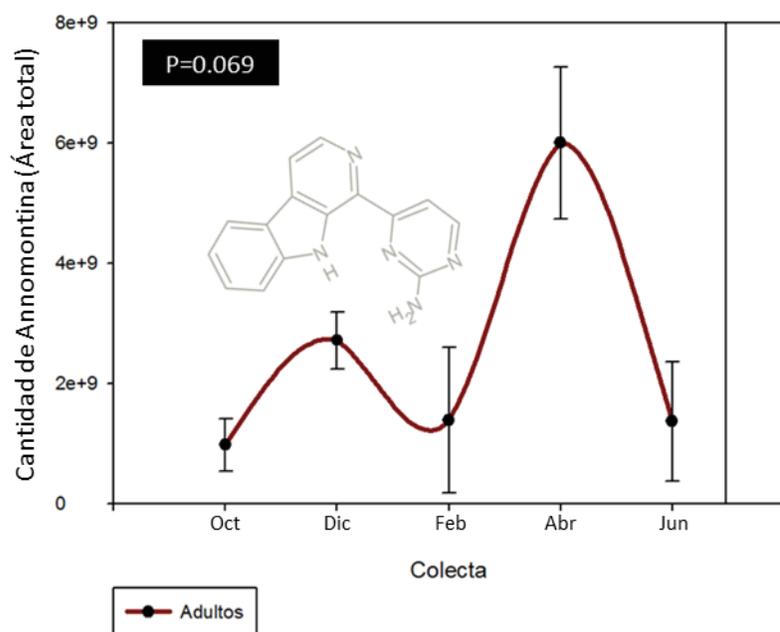


Figura 12.- Variación en los contenidos de annomontina en adultos de *A. purpurea* a lo largo del estiaje; n=5; p=0.069 (Kruskal-Wallis)

La annomontina (ANM), (Figura 12), solo se detectó en adultos, específicamente raíces; se observa una tendencia a aumentar desde octubre (mínima cantidad estimada), hasta abril, momento en que alcanza su máxima concentración. Con una apreciable disminución en febrero y junio. Aun con esta tendencia, estadísticamente no existe diferencia entre muestreos ($p = 0.069$, Kruskal - Wallis).

Papaverina

La papaverina (PVR) se detectó en juveniles y adultos, exhibiendo en ambas fenologías un comportamiento similar a lo largo de la época seca del año (toda la planta); estadísticamente no se presentan diferencias fenológicas ($p=0.71$, Kruskal-Wallis). La tendencia en juveniles fueron cantidades bajas entre febrero y abril; para ambas fenologías, el punto con mayor cantidad de papaverina fue diciembre (además de abril, en juveniles).

En plantas adultas se encontró papaverina en raíces y tallos; resulta interesante notar que, mientras en tallos solo está presente entre febrero y marzo, en raíces desaparece coincidentemente en este momento. Estadísticamente (test de Kruskal-Wallis) existió diferencia entre órganos ($p=0.009$), en adultas, Figura 13.

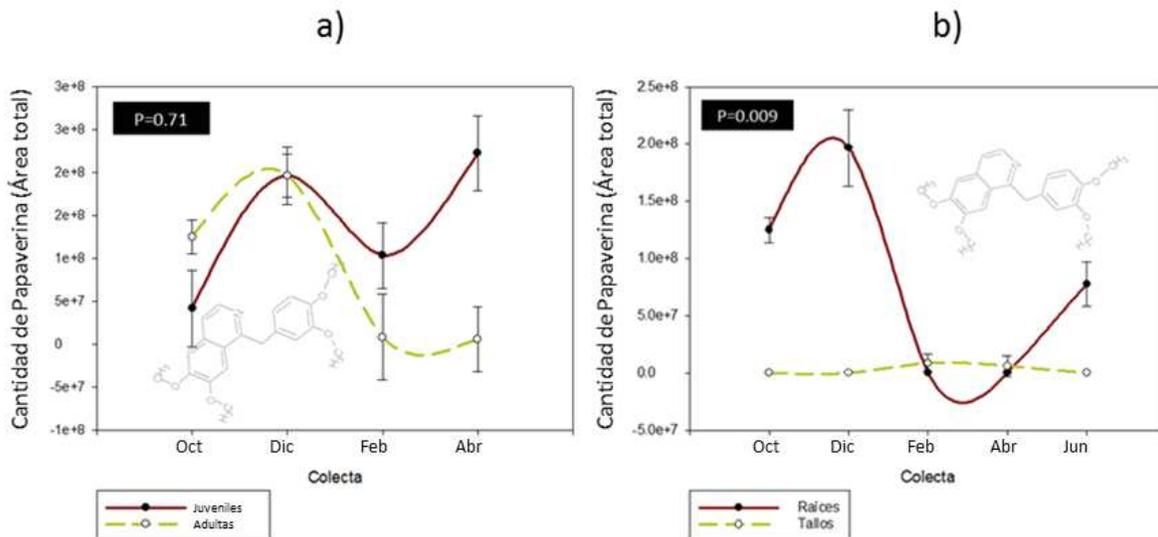


Figura 13.- Variación de Papaverina: a) entre juveniles y adultos de *A. purpurea* (toda la planta), a lo largo del estiaje, $n=5$; $p=0.71$; b) entre raíces y tallos (adultos), $n=5$; $p=0.009$

Iso-coridina

Iso-coridina (ICR) es un alcaloide que solo se identificó en juveniles; en cuanto a su especificidad por órgano, se determinaron mayores cantidades del mismo en hojas respecto a tallos, estando ausente en raíces. ($p=0.0129$) (Figura 14).

En cuanto a la variación temporal, no existen diferencias estadísticamente significativas en la cantidad del alcaloide a lo largo de la estación estival ($p=0.4001$, Kruskal-Wallis). Sin embargo se apreció una tendencia a aumentar hacia el inicio de la estación seca (entre octubre y diciembre), seguido por una disminución en febrero y de nuevo, un incremento, alcanzándose en marzo la máxima cantidad del metabolito.

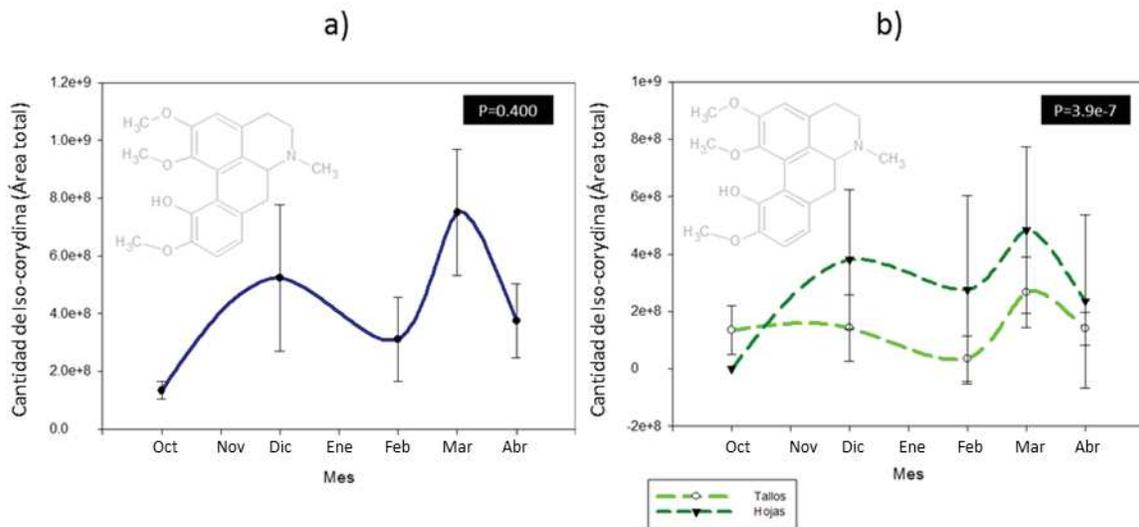


Figura 14.- Contenido de Iso-coridina en juveniles, a lo largo de la estación seca (a) toda la planta, $p=0.4001$ y (b) diferencias entre órganos, $p=3.96 \times 10^{-7}$. Kruskal-Wallis.

Glaucina

La Glaucina (GLC) se encontró tanto en juveniles (raíces, tallos y hojas) como en adultas (raíces y tallos); no presentó variación fenológica, $p=0.91$, Kruskal-Wallis (Figura 15c).

En cuanto a su órgano-especificidad, presentó diferencias significativas (Kruskal-Wallis) en adultos ($p=0.02$, Figura 15 (d)), no así en juveniles ($p=0.105$, Figura 15 (b)); las raíces fueron el órgano donde se determinó menor concentración, siendo detectable únicamente al final de la estación seca; marzo (juveniles) y abril (adultos); en tallos presentó máximos en abril (adultas), y octubre, abril, en juveniles; mientras que en hojas, solo se le encontró en juveniles y su cantidad máxima se midió en marzo.

De acuerdo con la prueba de Kruskal-Wallis, este alcaloide presenta variación temporal durante la estación seca; en juveniles ($p=0.048$, Figura 15 (a)) y adultos ($p=0.033$), presentando, en ambas fenologías, cantidades relativas máximas en marzo y mínimas en febrero.

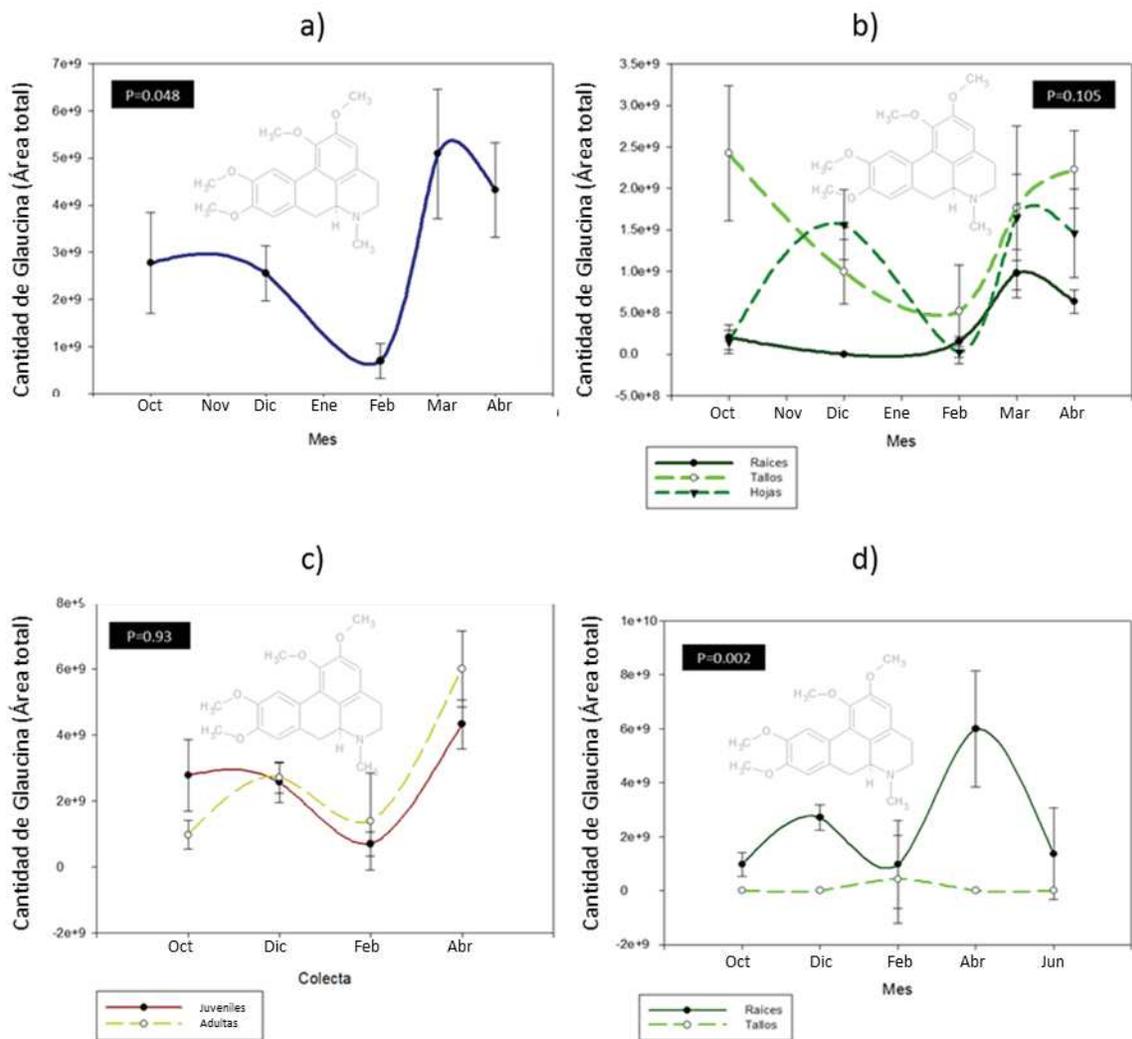


Figura 15.- Variación de la cantidad de glaucina (GLC) a lo largo de la estación seca; en juveniles (*superior*) y adultos (*inferior*); a) $p=0.048$, b) $p=0.105$, c) $p=0.93$, d) $p=0.002$.

Thalimicrinona

El alcaloide thalimicrinona (THM) también fue encontrado en juveniles y adultos. Aun cuando las tendencias entre adultos y juveniles se notan muy dispares, especialmente en el mes de octubre (Figura 16a), no se presentó

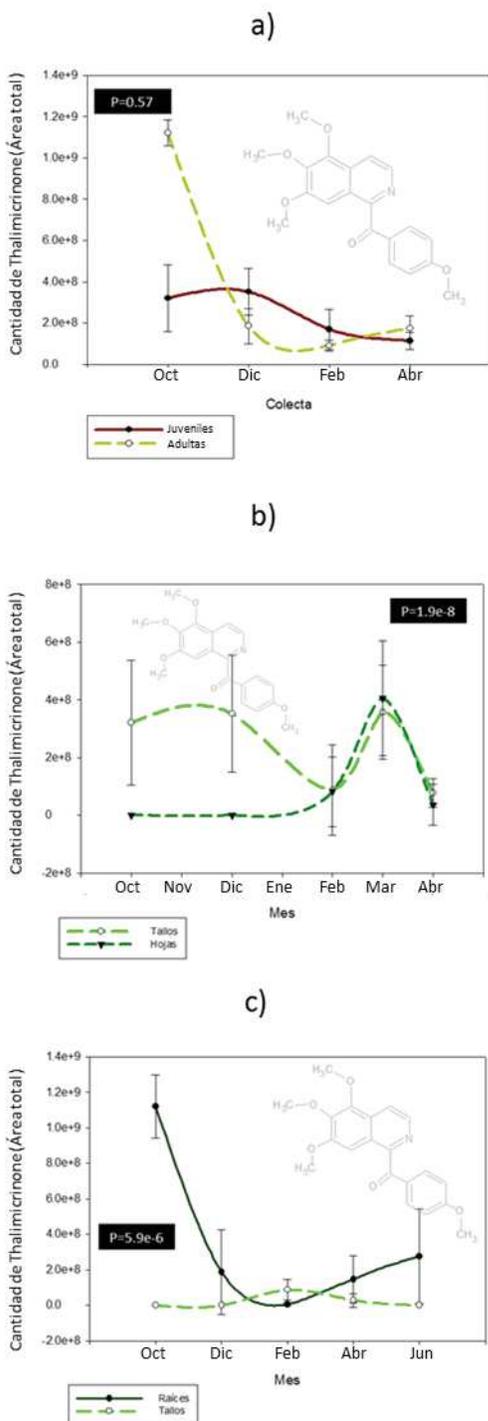


Figura 16.- Variación de Thalimicrinone (THM) a lo largo del estiaje; a) fenológica, $p=0.57$; b) órgano-específica (juveniles), $p=1.9 \times 10^{-8}$ y c) órgano-específica (adultos), $p=5.9 \times 10^{-6}$. Kruskal-Wallis.

diferencia estadística entre estados fenológicos ($p=0.57$, Kruskal-Wallis; $p=0.82$ Análisis de Similitud).

Respecto a la variación temporal durante el estiaje; en juveniles se alcanzó la concentración máxima de THM en marzo, mientras que en adultos, en octubre; para ambos casos se observó una tendencia a disminuir entre diciembre y febrero. En adultos, febrero resultó el mes con menor cantidad relativa de THM, mientras que en juveniles se presentaron valores menores hacia el final de la estación seca (abril).

En juveniles de *A. purpurea*, THM se pudo encontrar en tallos y hojas (Figura 16c), aunque en estas últimas, solo en la segunda mitad de la estación seca (febrero – abril). Los tallos, presentaron un comportamiento bimodal, con dos puntos máximos en diciembre y marzo.

En adultos (Figura 16 c), la THM tuvo un comportamiento similar al de PVR; las mayores cantidades del metabolito se pudieron medir en sus raíces, en la transición entre temporada lluviosa y seca (octubre), a partir de ahí, mantuvo una tendencia descendente hasta el final de la estación seca; el punto de mínima cantidad relativa de THC en raíces de adultos,

resultó febrero, coincidiendo con un aumento en tallos, siendo febrero, el único momento del ciclo anual en el que se apareció THM en este órgano (en ejemplares adultos).

Estadísticamente, tanto en juveniles como en adultos existe una marcada órgano-especificidad (plantas juveniles $p=0.0145$; adultos $p=0.006$) (Figura 16).

Otros compuestos nitrogenados.

Además de los alcaloides ya descritos, en los extractos alcaloidales de juveniles, se encontraron otros seis compuestos nitrogenados, que fueron identificados por su patrón de fragmentación como alcaloides genéricos (sin identidad específica) por la biblioteca NIST; por esa razón, son referidos por su nombre químico: espiro isoquinolina, imidazol piridna, isoindol, metil-aminofenil indol, tetrahidro isoquinolina y trimetil isoquinolina. Debido a su estructura, se agruparon bajo la categoría de compuestos relacionados con isoquinolina y compuestos relacionados con indol.

Las fluctuaciones en las cantidades de estos metabolitos mostraron, en general, un patrón muy similar al de los alcaloides analizados, con una tendencia ascendente hacia el final de la estación seca (marzo-abril) y poca presencia en febrero (Figura 17).

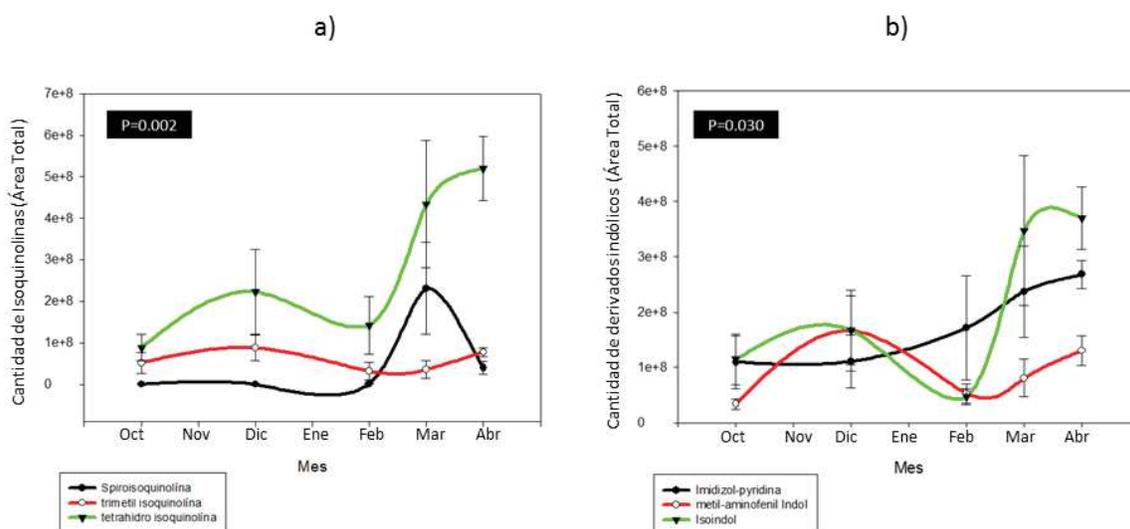


Figura 17.- Variación de compuestos derivados de a) Isoquinolinas (p=0.002) y b) Indoles (p=0.030); en juveniles de *A. purpurea*, a lo largo de la época seca del año.

¿En verdad existió una variación en la cantidad de cada alcaloide a lo largo de la estación seca? Más allá de que la tendencia de cinco de los seis alcaloides encontrados fue a aumentar, los datos obtenidos indican que, en un estricto sentido estadístico, solo existió una variación (aumento en la cantidad del alcaloide) glaucina y papaverina (Cuadros 10, 11, 12). *Glaucina* (juveniles), *Papaverina* (juveniles), *Iso-coridina* (juveniles), *Thalimicrinona* (juveniles), *Papaverina* (adultos), *Annomontina* (adultos), *Thalimicrinona* (adultos).

Cuadro 10.- Resumen estadístico de la variación fenológica, órgano-específica y temporal de los alcaloides encontrados en *A. purpurea*

Alcaloide	Variación Fenológica	Variación órgano-específica		Variación durante el estiaje
Annomontina	<i>Solo se encontró en adultos</i>	R √	Kruskal – Wallis $\chi^2 = 49.916$ P = 1.448×10^{-11}	Kruskal – Wallis $\chi^2 = 1.632$ P = 0.069
		T √		
		H χ		
Coridina	<i>Solo se encontró en adultos</i>	R √	<i>Solo se encontró en raíces de adultos</i>	Kruskal – Wallis $\chi^2 = 12.411$ P = 0.1454
		T χ		
		H χ		
Glaucina	Análisis de similitud R = -0.185 P = 1	R √	Kruskal – Wallis $\chi^2 = 4.298/12.274$ P = 0.105/0.00216	Kruskal – Wallis $\chi^2 = 15.706/4.649$ P = 0.048/0.0334
		T √		
		H √		
Iso-coridina	<i>Solo se encontró en juveniles</i>	R χ	Kruskal – Wallis $\chi^2 = 29.48$ P = 3.96×10^{-7}	Kruskal – Wallis $\chi^2 = 4.044$ P = 0.4001
		T √		
		H √		
Papaverina	Análisis de similitud R = -0.185 P = 1	R √	Kruskal – Wallis $\chi^2 = 52.14/13.309$ P = $4.76 \times 10^{-12}/0.0012$	Kruskal – Wallis $\chi^2 = 1.0015/5.1874$ P = 0.0489/0.2686
		T √		
		H χ		
Thalimicrinona	Análisis de similitud R = 0.124 P = 0.92	R √	Kruskal – Wallis $\chi^2 = 35.49/24.061$ P = $1.95 \times 10^{-8}/5.96 \times 10^{-6}$	Kruskal – Wallis $\chi^2 = 1.8031/2.7621$ P = 0.7719/0.5984
		T √		
		H √		

Análisis estadísticos; ANOSIM & Kruskal-Wallis. Juveniles, cursiva; Adultos, negritas.

Cuadro 11.- Diferencias estadísticamente significativas en la cantidad de alcaloide por órgano, en juveniles y adultos de *A. purpurea*.

Alcaloide	Hoja – Raíz Juvenil/Adulto	Hoja – Tallo Juvenil/Adulto	Raíz – Tallo Juvenil/Adulto
Annomontina	<0.01	--	0.022
Glaucina	--	<0.01	<0.01
Iso-corydina	0.013	--	<0.01
Papaverina	-- ; <0.01	<0.01 ; 0.012	0.02 ; --
Thalimicrinone	-- ; <0.01	<0.01 ; --	<0.01 ; <0.01

Pruebas *post hoc* (Games-Howell); Juvenil, cursiva; Adulto, negritas

Cuadro 12.- Diferencias estadísticamente significativas en la cantidad de alcaloide por recolecta (a lo largo de la estación seca), en juveniles y adultos de *A. purpurea*.

Alcaloide	I-II	I-III	I-IV	I-V	II-III	II-IV	II-V	III-IV	III-V	IV-V
Glaucina	--	--	--	--	--	--	--	0.03	<0.01	--
Papaverina	<0.01;--	--;--	<0.01;--	<0.01;--	<0.01;--	--;--	--;--	<0.01;--	<0.01;--	--;--

Pruebas *post hoc* (Games-Howell); Juvenil, cursiva; Adulto, negritas

6.4 Aspectos ambientales relacionados con el perfil alcaloidal

Se buscó comprender la manera en la que los factores ambientales inciden tienen sobre la biosíntesis y acumulación de alcaloides a lo largo del estiaje, evaluando las relaciones entre parámetros ambientales y el perfil alcaloidal, más específicamente, la variación en número y cantidad de alcaloides. El test de Mantel permitió establecer la existencia de dichas relaciones ($p=0.53$; Observación = -0.295; Varianza = 1.424×10^{-2}).

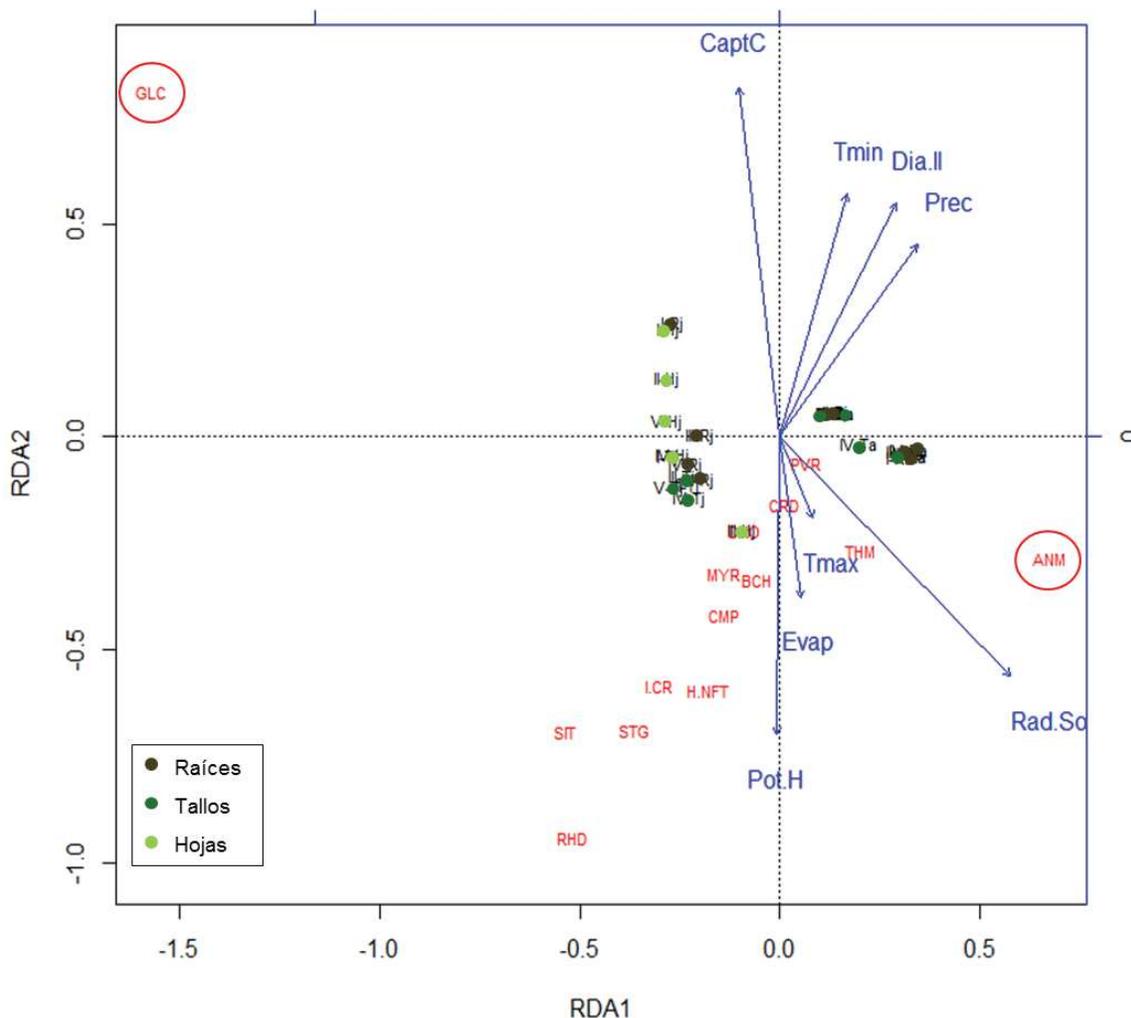
De acuerdo con el análisis de Redundancia (RDA), los procesos de biosíntesis y acumulación de alcaloides están estrechamente relacionados con algunos aspectos ambientales, por ejemplo ANM, ICR, RHAD y GLC muestran una fuerte respuesta frente al estrés abiótico; la producción de los tres primeros está sujeta a condiciones de alta temperatura, alta incidencia solar y poco

contenido de agua, es decir, estrés hídrico, mientras la glaucina (GLC), está relacionada con condiciones opuestas (Figura 18). La inercia explicada por el modelo (varianza) fue: inercia constreñida (0.3983), inercia no constreñida (0.4718), inercia total (0.8701); en cuanto a los ejes:

Eigenvalores de los ejes constreñidos							
RDA1	RDA2	RDA3	RDA4	RDA5	RDA6	RDA7	RDA8
0.2698	0.0806	0.0146	0.0119	0.0102	0.0059	0.0031	0.0018

Eigenvalores de los ejes no constreñidos							
PC1	PC2	PC3	PC4	PC5	PC6	PC7	PC8
0.1947	0.0811	0.0555	0.0308	0.0282	0.0214	0.0181	0.0154

a)



La primera relación que se puede apreciar en este RDA, es la distribución diferencial de los metabolitos secundarios, en los órganos de las plantas de *A. purpurea*, independientemente de su fenología. En el espacio multivariado se nota claramente como la mayoría de los alcaloides están distribuidos en el cuadrante derecho, mientras que todos los terpenos en el izquierdo. Al realizar la agrupación por órgano, es notorio que las hojas también están dispersas en este cuadrante, lo cual demuestra que este tipo de metabolitos están presentes en este órgano; en cuanto a los alcaloides, glaucina [GLC] se encontró en los tres órganos y, por esa razón aparece muy separada del resto, en el extremo superior izquierdo. Finalmente, no es posible hacer una separación entre raíces y tallos, distribuidos

mayoritariamente en el cuadrante derecho, en la misma orientación que la mayoría de los alcaloides, resulta evidente que estos órganos son los que mayor cantidad, diversidad y concentración de alcaloides presentaron, independientemente de la fenología y temporalidad del muestreo (Figura 18a).

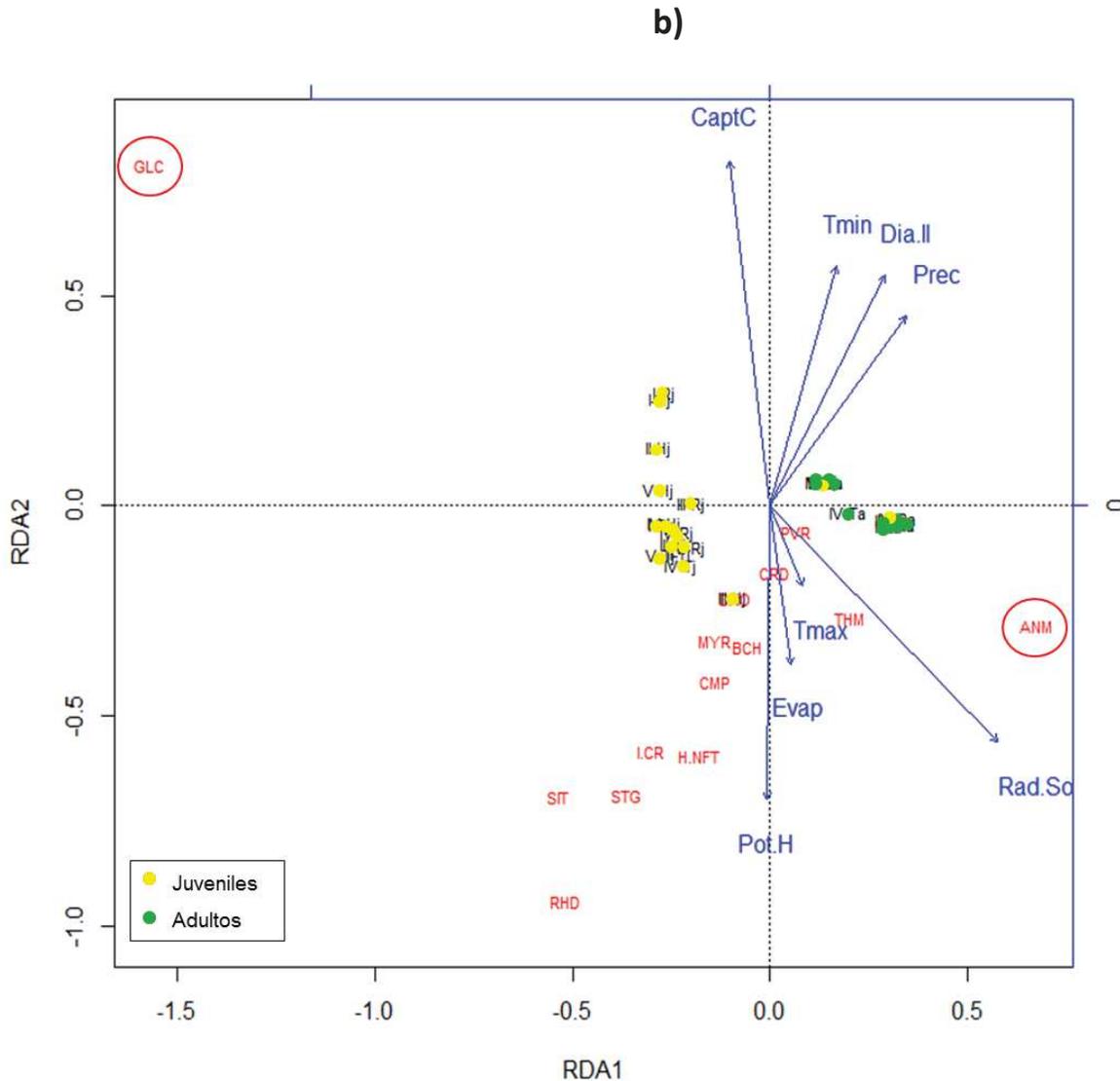


Figura 18.- Análisis de redundancia (RDA) que muestra las relaciones entre variables ambientales, fisiológicas y cantidad de alcaloides; destacados glaucina y annomontina. a) agrupado por órgano de la planta; b) por fenología.

En el RDA de la Figura 18 (b), se realizó una agrupación por fenología, la totalidad de los extractos de adultos, independientemente de la temporalidad y el órgano, se distribuyeron en el cuadrante derecho del espacio multivariado, mientras que la mayoría de los extractos de plantas juveniles, lo hicieron en el izquierdo. Uno de los factores que originaron dicha dispersión son los cuatro alcaloides que se detectaron exclusivamente en juveniles, glaucina [GLC] e iso-coridina [I-CR] y en adultos, coridina [CRD] y annomontina [ANM].

Respecto a la diversidad órgano-específica de los alcaloides, las relaciones no son muy claras.

La agrupación de los distintos extractos se debió a tres variables: fenología, órgano-especificidad y temporalidad; ya que el RDA no permite observar una agrupación bien definida, fue necesario recurrir a un análisis de agrupación jerárquica (Unweighted Pair Group Method with Arithmetic Mean), para dilucidar el efecto de estas tres variables, sobre el perfil alcaloidal (Figura 19, Cuadro 13)

Esta herramienta estadística nos da una idea de qué tan parecidos son los tiempos de recolecta, en este caso, órganos por colecta bimestral. La simbología utilizada fue: I – V, número de colecta; R, T, H, órganos de la planta; j=juvenil, a=adulto. Los grupos encontrados fueron:

Cuadro 13.- Agrupación de órganos-colectas, según clúster UPGMA.

Cluster de colectas, <i>A. purpurea</i>	
Clúster	Miembros
I (Rosa)	<i>IV-Ra</i>
II (Rojo)	<i>IV-Tj</i>
III (Negro)	<i>I-Tj, IV-Hj, V-Tj</i>
IV (Cyan)	<i>I-Ra, II-Ra, III-Ra, V-Ra</i>

V (Azul)	<i>I-Rj, II-Rj, III-Rj</i> <i>I-Hj, III-HJ</i> <i>I-Ha, II-Ha, III-Ha, IV-Ha, V-Ha</i> <i>I-Ta, II-Ta, III-Ta, IV-Ta, V-Ta</i>
VI (Verde)	<i>IV-Rj, V-Rj</i> <i>II-Tj, III-Tj</i> <i>I-Hj, V-Hj</i>

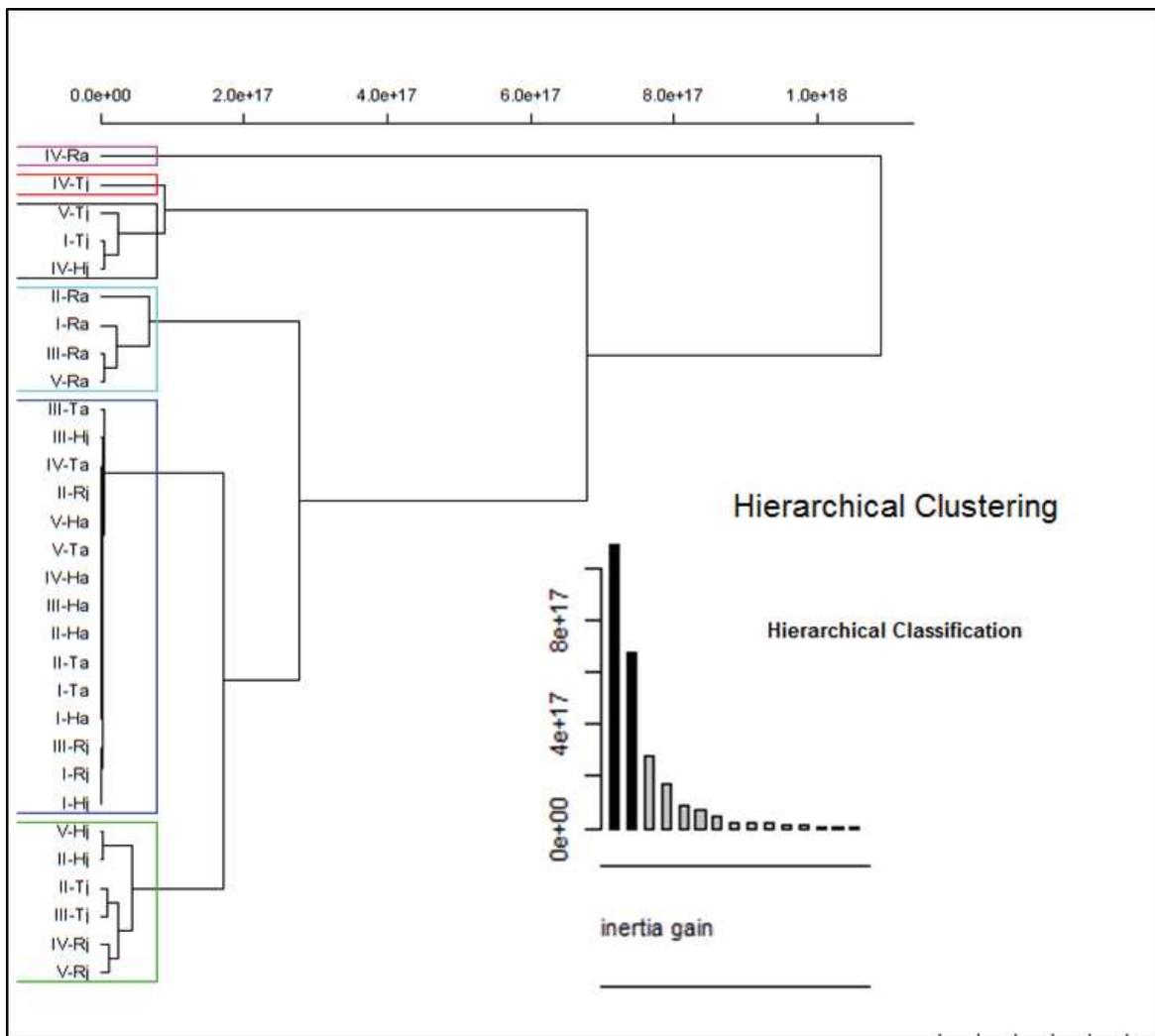


Figura 19.- Clúster de los distintos órganos – colectas; el órgano de la planta tiene mayor relevancia que la estacionalidad, en el perfil alcaloidal.

De acuerdo con esta agrupación, es claro que en la modulación alcaloidal participan tres factores; el órgano de la planta donde se biosintetiza y/o acumula el alcaloide, la estacionalidad (y todos los parámetros ambientales que involucra) y la etapa fenológica de la planta, que de acuerdo con estos datos, es la variable que menos afecta al perfil alcaloidal.

Resulta interesante que un par de recolectas fueron consideradas como grupos (IV-Ra & IV-Tj), por el análisis realizado, ambos casos corresponden a la recolecta IV (marzo en juveniles y abril en adultos), final de la estación seca; en el caso de raíz-adulta (IV-Ra), se debió a las altas cantidades de annomontina y thalimicrinona; y en tallo-juvenil (IV-Tj), a la cantidad y variedad de terpenos que se encontraron en dicha muestra.

7.- DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Para comprender el significado ecológico que tiene la biosíntesis de alcaloides, en plantas distribuidas naturalmente dentro de Selvas Bajas Caducifolias (SBC), con los rigores y retos que su marcada estacionalidad les impone, en primer lugar fue necesario comprender con claridad su clima. En base a un análisis de sequía - Standardized Precipitation Index (SPI)- se determinaron los principales parámetros climáticos, los cuales muestran conformidad con datos bibliográficos que reportan climas cálidos húmedos y subhúmedo (Aw0) para la zona de estudio (Trejo-Vázquez, 1999); se aprecia claramente una temporada húmeda entre los meses de mayo y octubre –con una apreciable disminución de la precipitación entre finales de junio y principios de septiembre. El estiaje marcado entre finales de octubre y Abril, con ausencia de sequía, en el sentido estricto del término (Figura 7; Resultados). De acuerdo con este índice, se pudo definir a qué parte de la estación seca corresponde cada uno de los cinco muestreos realizados (Cuadro 3; Resultados). Los cinco muestreos realizados cubrieron en su totalidad los 6 meses de la estación seca; iniciando con el periodo de transición (octubre – Recolecta 1) y concluyendo con la parte final del estiaje (finales de abril – Recolecta 5).

De acuerdo con Kramer (1974), el estudio del estado interno y flujo del agua en las plantas es importante para el entendimiento de su adaptación a los ambientes desfavorables; razón por la cual, el potencial hídrico es una variable de importancia en cualquier análisis estacional, en el que las contrastantes condiciones ambientales ocasionan variaciones muy notorias en el estado hídrico de las plantas que se encuentran en dichas regiones. Además de las variaciones asociadas a la estacionalidad del ambiente, que se pueden medir a lo largo de espacios de tiempo (quincenas, meses, bimestres, etc...), los potenciales hídricos cambian drásticamente; Fitter & Hay (2002) mencionan cambios en la incidencia de la luz, variaciones de las lluvias y sequías, temperatura, insolación, como los principales factores responsables de esta variación.

En cada recolecta se pudo determinar la disminución en el ψ_{pd} (Potencial Hídrico al Amanecer); el aumento en ψ_{pd} tiene una relación de proporcionalidad directa con el contenido de agua de la planta; de tal modo que los bajos valores de ψ_{pd} (< -3 MPa, indican de una planta con estrés hídrico severo), a partir de la colecta III (febrero), fueron consistentes con el avance de la estación seca. Estos datos son similares a los ψ_{pd} de cuatro especies arbustivas, bajo condiciones de severo estrés hídrico; obteniendo medidas de -1.48, -1.58, -3.34 y -3.94 MPa en *Acacia amentacea* (Leguminosae), *Parkinsonia texana* (Leguminosae), *Celtis pallida* (Ulmaceae) y *Forestiera angustifolia* (Oleaceae), (González-Rodríguez *et al*, 2011), lo que sugiere que las últimas dos especies son especialmente sensibles al déficit hídrico. Con base en lo anterior, también se puede catalogar a *A. purpurea* (ψ_{pd} : -3.01, -3.56 y -3.94 MPa, febrero, marzo y abril, respectivamente) como una especie susceptible a déficit hídrico. (Figura 8)

La fotosíntesis es un proceso fisiológico fundamental para la planta, está ampliamente documentada su relación con el estatus hídrico de la planta y con otros parámetros que condicionan el fitness de la misma; un déficit hídrico afecta negativamente las funciones fisiológicas como: la fotosíntesis, el metabolismo general, la absorción de nutrientes minerales, transporte de asimilados y producción, interfiriendo en el crecimiento, la reproducción, el desarrollo de semillas, entre otros (Quiñones *et al* , 2007; García-Sánchez *et al* , 2003; Ortuño *et al* , 2004)

Donoso *et al* (2011) realizaron un trabajo con *Quillaja saponaria* y *Cryptocarya alba*; simularon condiciones de estrés hídrico y midieron las variables fotosintéticas principales, demostrando descensos de 84.5, 98.4, 94.1 y 58.9 % en fotosíntesis neta, conductancia estomática, transpiración y concentración interna de CO_2 , respectivamente; en el tratamiento de restricción hídrica frente al tratamiento testigo. En los últimos dos muestreos de potencial hídrico, realizados en juveniles de *A. purpurea*, los ψ_{pd} estuvieron en el rango que estos autores reportan (ver Resultados; ψ_{pd}); en cuanto al carbono capturado (Figura 11); considerando la medición de octubre (2.16×10^4 mmol C·día⁻¹) como valor de

referencia, se observa un continuo descenso; en noviembre, un 36% (1.37×10^4 mmol C·día⁻¹) y enero 93% (0.14×10^4 mmol C·día⁻¹). En las últimas colectas, no fue posible medir ψ_{pd} ni la fotosíntesis, por la falta de hojas.

El estrés hídrico, en plantas que crecen en estado natural, puede deberse a la baja precipitación, la capacidad de retención de agua por parte del suelo, una salinidad excesiva, temperaturas extremas, escasa humedad atmosférica, baja presión de vapor, o una combinación de estos factores (Luna-Flores *et al*, 2015). Los principales síntomas, a nivel morfológico, son: reducción de diámetro y altura de la planta, disminución de biomasa, expansión foliar, crecimiento de tallos y raíces; a nivel fisiológico se suelen presentar, cierre estomático, pérdida de turgencia, disminución de la fotosíntesis y limitación del intercambio gaseoso (Luna-Flores *et al*, *opcit*). En las plantas de *A. purpurea* fue posible determinar un estrés hídrico moderado, a partir de la colecta II (diciembre), alcanzando niveles severos en marzo y abril. Además de las evidencias fisiológicas (ψ_{pd} y fotosíntesis), se apreciaron cambios físicos durante las recolectas, estos incluyen en un principio la pérdida de pigmentación y turgencia, y cuando se estableció el estrés severo, se observó la marchitez y caducidad foliar.

Numerosos estudios han sido publicados respecto a la fluctuación estacional de los distintos metabolitos secundarios, específicamente en aquellos casos en los que en el ciclo anual se presentan estaciones tan marcadas y contrastantes; de modo análogo, existen reportes de cambios en la concentración de estos mismos MS, en respuesta a estados de estrés biótico y abiótico, específicamente, se han demostrado aumentos en las concentraciones de alcaloides, asociados a plantas en estado de estrés hídrico; Castro-Moreno (2013) midió el aumento exponencial del alcaloide liriodenina en raíces de *A. lutescens*, durante la parte más seca del estiaje; por otro lado, Orozco (2009) reporta una relación inversamente proporcional entre el aumento de biomasa y la concentración de alcaloides, es importante resaltar que la pérdida de biomasa (defoliación) es una adaptación fisiológica íntimamente relacionada con la estacionalidad y el estrés hídrico. Sin embargo, no todos los alcaloides siguen ese

patrón de aumento proporcional a la poca disponibilidad de agua. Borges-Gómez *et al* (2010) realizaron un experimento con chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.), en el que, pese a haber conseguido simular condiciones de alto estrés hídrico, no existió ningún aumento apreciable en la cantidad de los alcaloides estudiados; capsaicina y dihidrocapsaicina. En ejemplares adultos de *A. purpurea*, el alcaloide thalimicrinona (THM), no solo se mantuvo sin ningún aumento apreciable, sino que su tendencia fue la disminución conforme transcurría la estación seca, presentando únicamente un ligero incremento hacia abril.

De modo general, seis de los siete alcaloides identificados en plantas juveniles y adultos de *A. purpurea*, presentaron la tendencia de aumentar su concentración como respuesta a la estación seca, tal como se ha reportado en numerosos trabajos; sin embargo se encontró un patrón inesperado, con la tendencia a disminuir la concentración alcaloidal total en el mes de febrero (colecta III) (Figura 20).

Los análisis realizados (test de Mantel, Análisis de componentes principales, análisis de redundancia) permiten establecer una importante correlación entre factores ambientales (incidencia solar, PAR, % de nubosidad, temperatura, precipitación) y fisiológicos (fotosíntesis, potencial hídrico xilemático, captura de carbono) y los cambios en la cantidad y distribución de los alcaloides en el organismo. De este modo, se determinó que los aspectos ambientales que mayor variación presentan en febrero son el corto fotoperiodo (~11:45 hrs) y las bajas temperaturas (14.3 ~ 17.1 °C), siendo estos los probables responsables del patrón alcaloidal encontrado en *A. purpurea*.

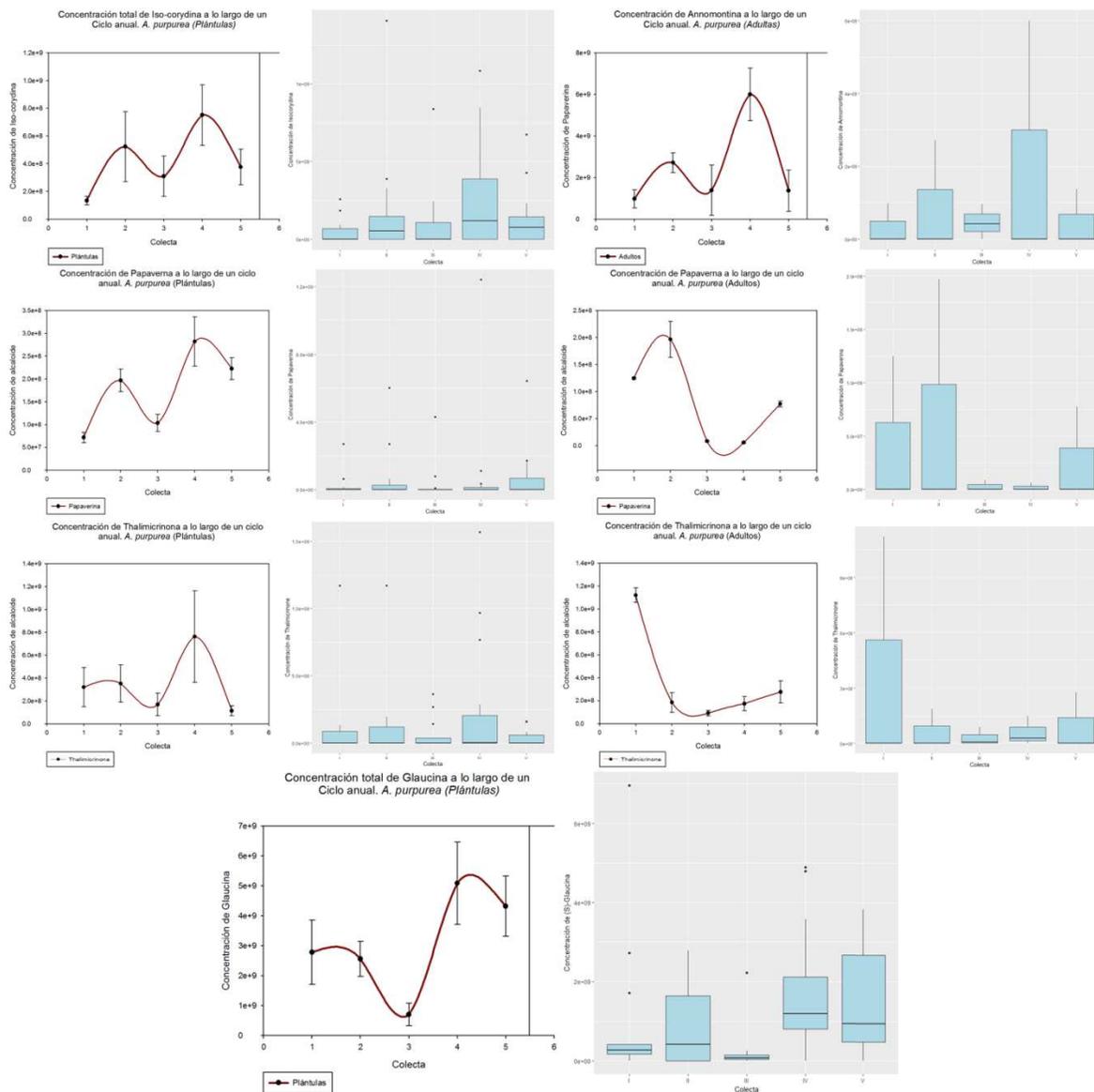


Figura 20.- Variación estacional de la cantidad de distintos alcaloides; juveniles (izq) y adultos (der)

Esta tendencia, presentada en la concentración global de cada alcaloide, se mantuvo al cuantificar los alcaloides individualmente, por órgano, Figuras 13, 14, 15. Al realizar el análisis alcaloidal de este modo, surgen nuevas interrogantes, como ejemplo de ello; en ejemplares adultos, la variación de glaucina (GLC) en tallos y hojas, ya que grandes aumentos en uno coinciden con disminuciones en el otro, llevando a suponer un transporte a través de tejidos vasculares de la planta,

Figura 15; los comportamientos de papaverina (PVR) y thalimicrinone (THM) (Figuras 13 y 16, respectivamente) entre raíces y tallos están en la misma situación.

Como parte del análisis final, se realizó un análisis de Redundancia, en el que se puede observar relaciones que confirman la idea de que el estrés hídrico, debido a la estacionalidad de la zona de estudio, es un factor que está modulando la concentración – acumulación de alcaloides; la annomontina [ANM] y thalimicrinona [THM] aparecen en el cuadrante inferior derecho, estrechamente relacionados con la Radiación solar y las temperaturas máximas, es decir, se puede esperar un incremento de estas biomoléculas en condiciones de estrés hídrico, situación opuesta a la concentración de la glaucina [GLC] ubicada en el cuadrante superior izquierdo, que presenta una mayor relación con la fotosíntesis - captura de C. Finalmente alcaloides como iso-coridina [I-CR] y rhoeadina [RHD], terpenos, como sitosterol [SIT] y campesterol [CMP], cuadrante inferior izquierdo, están en oposición con parámetros de la estación lluviosa: temperatura mínima, días con lluvia, precipitación, comprobando que se trata de MS asociados a la estación seca y el estrés hídrico. Figura 18a, 18b.

Finalmente, las relaciones órgano-específicas de los alcaloides no quedan claras, se aprecian seis grupos muy similares entre sí; la manera en la que el análisis de redundancia sobrepone los puntos de muestreo, por lo que fue necesario realizar una prueba de agrupación, para determinar cuáles son esos seis grupos y qué órganos están más relacionados entre sí; con este fin, se realizó una agrupación tipo clúster jerárquico (UPGMA), obteniendo como resultado los seis grupos comentados en el cuadro 13 y evidencia de la cercanía entre ellos (Figura 19).

8.- CONCLUSIONES

- *Annona purpurea* es una especie especialmente sensible a la deficiencia hídrica y a la radiación solar, razón por la que fácilmente entra en estrés hídrico durante la estación seca.
- El estrés hídrico, de la estación seca, ocasiona una disminución en la tasa de captura diaria de Carbono y un aumento en la concentración de la mayoría de los alcaloides identificados en *A. purpurea*.
- La radiación solar intensa origina estrés abiótico y disminuye la tasa fotosintética de *A. purpurea*, a la vez que causa un aumento en la concentración de annomontina, papaverina y thalmicrinona.
- *A. purpurea* presenta alcaloides –y biomoléculas- de dos estructuras distintas, bencilisoquinolinas e indoles. Las vías de biosíntesis de ambos tipos de compuestos, parecen ser independientes y no se encontró evidencia de antagonismos.
- La mayoría de los alcaloides identificados en juveniles y adultos de *A. purpurea*, experimentan un aumento hacia el final del estiaje.
- La annomontina es un alcaloide específico de los adultos de *A. purpurea* y su distribución en la planta está restringida a las raíces de la misma.
- Una característica específica del perfil alcaloidal (y de otros metabolitos secundarios) de *A. purpurea*, es la presencia de un abrupto descenso de sus concentraciones, en medio de la época seca del año (febrero). Esta disminución puede deberse a factores ambientales como la temperatura, la alta radiación solar y el corto fotoperíodo. Para confirmarlo, hacen falta estudios diseñados específicamente con esa finalidad.

REFERENCIAS

- ACHENBACH, H., RAFFELSBERGER, B. 1979. Tetrahedron Letters 2571
- AGOSTA, W. 1996. Bombardier beetle and fever trees: A close up look at chemical warfare and signals in animals and plants. Addison-Wesley, Reading, MA.
- AGUSTIN, JA., LEDESMA, S. 2014. Conservación y uso de los recursos genéticos de Annonaceae en México. Rev. Bras. Frutic., Jaboticabal, v. 36, n. spe1, p.118-124,. Available from http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-29452014000500014&lng=en&nrm=iso>. access on 13 Mar. 2017.
- ANAYA-LANG, A.L. 2003. Ecología Química. Plaza & Valdéz. México
- ANASORI, P., ASGHARI, G. 2008. Effects of light and differentiation on gingerol and zingiberene production in callus culture of *Zingiber officinale* Rosc. Res Pharm Sci. 2008;3:59–63.
- ANGIOSPERM PHYLOGENY GROUP. An ordinal classification for the families of flowering plants. Annals of the Missouri Botanical Garden, Saint Louis, v.85, p.531-553, 1998.
- ANGÚLO-ORTÍZ, A., CUCA-SUÁREZ, LE., SANTA FE-PATIÑO, G. 2007. APORFINOIDES EN HOJAS DE OXANDRA LONGIPETALA R. E. FR. (ANNONACEAE). Scientia et Technica Año XIII, No 33, Mayo de 2007. UTP. ISSN 0122-1701
- ARANGO, G., CORTES, D., CASSELS, B. K., CAVÉ, A., MÉRIENNE, C. 1987. Azafluorenones from *Oxandra* cf. *major*. Biogenetic considerations. Phytochemistry, New York, v. 26, p. 2093-2098.
- BADII, M.H., CASTILLO, J., CORTEZ, K., WONG, A., VILLALPANDO, P. 2007. Análisis de correlación canónica (ACC) e investigación científica - (Canonical

correlation analysis and scientific research). *InnOvaciOnes de NegOciOs* 4(2): 405 - 422, 2007 © 2007 UANL, Impreso en México (ISSN 1665-9627).

BALLHORN, DJ., KAUTZ, S., HEIL, M., HEGEMAN, AD. 2009. Cyanogenesis of wild lima bean (*Phaseolus lunatus* L.) is an efficient direct defense in nature. *Plant Signaling and Behavior*, 4(8): 735-745.

BARBOUR, MG., BURK, JH., PITTS, WD. 1987. *Terrestrial plant ecology*, Second edition, Benjamin/Cummings, Menlo Park, Calif.

BASER, KHC. 192. *J. Nat. Prod.*, 1982, 45, 704.

BEKER, FF. 2012. *CANCER: A comprehensive treatise. CHEMOTERAPHY*. Plenum Press, New York & London.

BENSON, L. 1979. *Plant Classification*. D.C. Heath and Company. USA. 901 pp.

BERMEJO, A., ANDREU, I., SUVIRE, F., LÉONCE, S., CAIGNARD, DH., RENARD, P., PIERRÉ, A., ENRIZ, RD., CORTES, D., CABEDO, N. 2002. Syntheses and Antitumor Targeting G1 Phase of the Cell Cycle of Benzoyldihydroisoquinoline and Related 1-Substituted Isoquinolines. *Journal Medicinal of Chemistry*, Minneapolis, v. 45, p. 5058-5068.

BERMEJO, A., FIGADÈRE, B., ZAFRA-POLO, MC., BARRACHINA, I., ESTORNELL, E., CORTES, D. 2005. Acetogenins from Annonaceae: recent progress in isolation, synthesis and mechanisms of action. *Natural Products Reports*, Cambridge, v. 22, p. 269-303.

BERMEJO, A., PROTAIS, P., BLÁZQUEZ, MA., RAO, KS., ZAFRA-POLO, MC., CORTES, D. 1995. Dopaminergic isoquinoline alkaloids from roots of *Xylopa papuana*. *Natural Products Letter*, Cambridge, v. 6, p. 57-62.

BINAGE, AB., SURYAWANSHI, DS., MUNDE, AT., MANE, PD., SALUNKE, SG. 2004. *Annotated Bibliography of Annona (1990-2004)*. *Crops for the Future*

BLOEM, E., HANEKLAUS, S., SCHNUG, E. 2005. Significance of sulphur compounds in the protection of plants against pests and diseases. *Journal of Plant Nutrition*, 28: 763-784.

BLUA, MJ., HANSCOM, Z., COLLIER, BD. 1988. Glucocapparin variability among four populations of *Isomeris arborea* Nutt. *J.Chem. Ecol* 14:623.

BREEDLOVE, DE. 1981. Flora of Chiapas. Part I: Introduction to the flora of Chiapas. California Academy of Sciences. EUA.

BORGES-GÓMEZ, L., CERVANTES-CÁRDENAS, L., RUIZ NOVELO, J., SORIA-FREGOSO, M., REYES-OREGEL, V., VILLANUEVA-COUOH, E. 2010. Capsaicinoides en chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) bajo diferentes condiciones de humedad y nutrición. *Terra Latinoamericana*, 28(1), 35-41. Recuperado en 27 de mayo de 2017, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0187-5779201000010004&lng=es&tlng=es.

BOSTOCK, RM. 1999. Signal conflicts and synergies in induced resistance to multiple attackers. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 55: 99-109.

BOSTOCK, RM., KARBAN, R., THALER, JS., WEYMAN, PD., GILCHRIST, D. 2001. Signal interactions in induced resistance to pathogens and insect herbivores. *European Journal of Plant Pathology*, 107: 103-111.

BOU-ABDALLAH, E., JOSSANG, A., TADIC, D., LEBOEUF, M., CAVÉ, AJ., 1989. *Nat Prod.* 52, 273-277

BUCKINGHAM, J., BAGGALEY, KH., ROBERTS, AD., SZABO, LF. 2010. *Dictionary of Alkaloids, Second Edition.* CRC Press, Jan 26, 2010 - 2374 pages

BULLOCK, SH. 1995. *Plant reproduction in neotropical dry forests.* Cambridge University Press, New York. Pages 277–303.

BULLOCK, SH., MOONEY, HA., MEDINA, E. 1995. *Seasonally dry tropical forests.* Cambridge University Press, New York.

BUZAS, A., OSOWIECKI, M., CGNIER, G. 1959. C. R. Acad. Sci. Paris 248, 2791.

CAI, XH., LI, Y., SU, J., LIU, YP., LI, XN., LUO, XD. 2011. Novel indole and quinoline alkaloids from *Melodinus yunnanensis*. Nat. Prod. Bioprospect. (2011) 1:25. doi:10.1007/s13659-011-0001-0

CAIN, SA. 1950. Life forms and phytoclimates. Botanical Review, 16:1-32

NIVEA O. CALIXTO, NO., PINTO, MEF., RAMALHO, SD., BURGER, MC., BOBEY, AF., YOUNG, MC., BOLZANI, VS., PINTO, AC. 2016. The Genus *Psychotria*: Phytochemistry, Chemotaxonomy, Ethnopharmacology and Biological Properties. J. Braz. Chem. Soc. vol.27 no.8 São Paulo Aug. 2016

CALOW, P., TOWNSEND, SR. 1981. Energetics, ecology and evolution. En: Townsend & Calows (eds.). Physiological ecology. An evolutionary approach to resource use. Blackwell Scientific Publications, Oxford, pp. 3-19.

CAMPOS-ARANDA, DF. 2015. Contraste de los índices DPP, SPI y RDI para clasificación de sequías, en la estación climatológica Zacatecas, México. Tecnología y ciencias del agua, 6(1), 183-193. Recuperado en 26 de mayo de 2017, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-24222015000100012&lng=es&tlng=es.

CARPIO, IM., 1992. Maderas de Costa Rica. 150 especies forestales. San José. Costa Rica. 38 p.

CASTRO-MORENO, M., TINOCO-OJANGURÉN, CL., CRUZ-ORTEGA, MR., GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR. 2013. Influence of seasonal variation on the phenology and liriodenine content of *Annona lutescens* (Annonaceae). Journal of Plant Research. ISSN 0918-9440. J Plant Res. DOI 10.1007/s10265-013-0550-x

CAVÉ, A., LEBOEUF, M., WATERMAN, PG. 1987. The Aporphinoid Alkaloids of the Annonaceae. Chemical and Biological Perspectives. Núm. 5, pp. 133–2

CHANG, FR., CHIN, C. 2000. Journal of the Chinese Chemical Society. Chem.Soc. (TAIPEI),47,(2000), 913. J. Nat. Prod., 2000, 63 (6), pp 746–748. DOI: 10.1021/np990548n

CHANG, FR., CHEN, CY., WU, PH., KUO, RY., WU, YC.1998. Two New 7-Dehydroaporphine Alkaloids and Antiplatelet Action Aporphines From the Leaves of *Annona Purpurea*. *Phytochemistry* 49 (7), 2015-2018. 12 1998.

CHANG, FR., CHEN, CY., WU, PH., KUO, RY., CHANG, YC., WU, YC. 2000. New Alkaloids from *Annona purpurea*. J. Nat. Prod., 2000, 63 (6), pp 746–748. DOI: 10.1021/np990548n

CHANG, FR., WEI, JL., TENG, CM., WU, YC. 1998. Antiplatelet aggregation constituents from *Annona purpurea*. J Nat Prod. 1998 Dec;61(12):1457-61.

CHATROU, LW. 1999. The Annonaceae and the Annonaceae Project: a brief overview of the state of affairs. *Acta Horticulturae*, The Hague, n.497, p. 43-49

CHAVES, TP., SANTANA, CP., VÉRAS, G., BRANDAO, D., FELISMINO, DC., MEDEIROS, AC. TROVAO, D. 2013. Seasonal variation in the production of secondary metabolites and antimicrobial activity of two plant species used in Brazilian traditional medicine. *African Journal of Biotechnology* Vol. 12(8), pp. 847-853, 20 February, 2013. ISSN 1684–5315 ©2013 Academic Journals.

CHEN, JC. 2001. Journal of the Chinese Chemical Society. Chem.Soc.(Taipei),48,1203

CHENG, X., WANG, D., JIANG, L., YANG, D. 2008. DNA topoisomerase I inhibitory alkaloids from *Corydalis saxicola*. *Chem Biodivers*. 2008 Jul;5(7):1335-44. doi: 10.1002/cbdv.200890121.

CHÍZMAR-FERNÁNDEZ, C., MORALES, JF., VÍQUEZ-MORA, HM., RIVERA-LUTHER, DI. 2009. *Plantas comestibles de Centroamérica*. Santo Domingo de Heredia, Costa Rica: Instituto Nacional de Biodiversidad, INBio.

CHRISTIANSEN, JL., JØNSGÅRD, B., BUSKOV, S., OLSEN, CE. 1997. Effect of drought stress on content and composition of seed alkaloids in narrow-leaved lupin, *Lupinus angustifolius* L. *European Journal of Agronomy* 7(4):307–314 · December 1997

CLARK, AM., WATSON, ES., ASHFAQ, MK., HUFFORD, CD. 1987. In vivo efficacy of antifungal oxoaporphine alkaloids in experimental disseminated candidiasis. *Pharm Res.* 1987 Dec;4(6):495-8.

COLE, JR., TORRANCE, SJ., WIEDHOPF, RM., ARORA, SK., BATES, RB. 1976 *J. Org. Chem.* 41. 1852.

CORDELL, GA. 1992. THE ALKALOIDS; Chemistry and Pharmacology, Volume 42. Academic Press INC. EUA. pp 124-126.

CORDELL, GA., QUINN-BEATTIE, ML., FARNSWORTH, NR. 2001. The potential of alkaloids in drug discovery, *Phytother. Res.* 15, 183-205

CORTES, D., ARBAOUI, J., PROTAIS, P. 1993. High affinity and selectivity of some tetrahydroprotoberberine alkaloids for rat striatal H-raclopride binding sites. *Natural Products Letter, Cambridge*, v. 3, p. 233- 238.

CORTES, D., FIGADÈRE, B., SÁEZ, J., PROTAIS, P. 1992. Displacement activity of bis-benzylisoquinoline alkaloids at striatal H-SCH 23390 and H-raclopride binding sites. *Journal of Natural Products, Cincinnati*, v. 55, p. 1281-1286.

CORTES, D., MORENO, L., PÁRRAGA, J., CABEDO, N. 2014. Nuevos fármacos inspirados en Annonáceas. *Revista Brasileira de Fruticultura*. Vol. 36, No.spe 1. ISSN 0100-2945.

CORTES, D., TORRERO, MY., D'OCÓN, P., CANDENAS, L., CAVÉ, A., HADI, AH. 1990. Norstephalagine and atherospermidine: two smooth muscle relaxant aporphines from *Artabotrys maingayi*. *J Nat Prod.* Mar-Apr;53(2):503-8.

COSTA, EV., PINHEIRO, ML., XAVIER, CM., SILVA, JR., AMARAL, AC., SOUZA, AD., BARISON, A., CAMPOS, FR., FERREIRA, AG., MACHADO, GM., LEON, LL.

2006. A pyrimidine-beta-carboline and other alkaloids from *Annona foetida* with antileishmanial activity. *Journal of natural products* 69, 292-294

COSTA, EV., PINHEIRO, ML., DE SOUZA, AD., BARISON, A., CAMPOS, FR., VALDEZ, RH., UEDA-NAKAMURA, T., FILHO, BP., NAKAMURA, CV. 2011. Trypanocidal activity of oxoaporphine and pyrimidine- β -carboline alkaloids from the branches of *Annona foetida* Mart. (Annonaceae). *Molecules* (Basel, Switzerland) 16, 9714-9720

CRONQUIST, A. 1968. *The Evolution and Classification of Flowering Plants*. Nelson and Sons. London. 396 pp.

CRONQUIST, A. 1981. *An Integrated System of Classification of Flowering Plants*. Columbia University Press. New York, USA. 1243 pp.

DE LA CRUZ-CHACÓN, I. 2012. Alcaloides Bencilisoquinolínicos y su relación órgano-específica en las primeras fases de desarrollo de *Annona diversifolia* Safford. Tesis Doctoral, Universidad Nacional Autónoma de México, México.

DE LA CRUZ-CHACÓN, I., CASTRO-MORENO, M., LUNA-CÁZARES, LM., GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR. 2016. La familia Annonaceae Juss. En México. *LACANDONIA*, año 10, vol. 10, núm. 2: 71-82, diciembre de 2016.

DE LA CRUZ-CHACÓN, I., GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR. 2011. Liriodenine alkaloid in *Annona diversifolia* during early development, *Natural Product Research*, DOI:10.1080/14786419.2010.533373 To link to this article: <http://dx.doi>.

DE LA CRUZ-CHACÓN, I., GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR., GUEVARA-FEFER, P., JIMÉNEZ-GARCÍA, F. 2011. Liriodenine, Early Antimicrobial Defence in *Annona diversifolia*. *Z. Naturforsch.* 66 c, 377 – 384 (2011)

DE LA CRUZ-CHACÓN, I., GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR., RILEY-SALDAÑA, CA. 2012. Benzylisoquinoline alkaloid biosynthesis. *Universitas Scientarium*. Vol. 17, No. 2.

DE LA CRUZ-CHACÓN, I., GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR., RILEY-SALDAÑA, CA. 2013. Secondary metabolites during early development in plants. *Phytochem Rev* (2013) 12:47–64 DOI 10.1007/s11101-012-9250-8

DE LAS HERAS, B., RÍOS JL., MARTINEZ-MIR, I., RUBIO, E. 1990. A study of the adrenergic activity of the alkaloids boldine and glaucine. *Pharmazie*. 1990 Jun;45(6):443-4.

DEL CASAL ARETXABAETA, MB. 2001. PLANTAS PARA LA ETERNIDAD. *Chungará* (Arica), 33(1), 161-168. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-73562001000100026>

DIRZO, R., YOUNG, HS., MOONEY, HA., CEBALLOS, G. 2011. *Seasonally Dry Tropical Forests: Ecology and Conservation*. Island Press/Center for Resource Economics. ISBN 978-1-61091-021-7

DONOSO, S., PEÑA, K., PACHECO, C., LUNA, G., AGUIRRE, A. 2011. Respuesta fisiológica y de crecimiento en plantas de *Quillaja saponaria* y *Cryptocarya alba* sometidas a restricción hídrica. *Bosque* (Valdivia), 32(2), 187-195. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-92002011000200009>

DOYLE, JA., LE THOMAS, A. 1994 Cladistic analysis and pollen evolution in Annonaceae. *Acta Bot Gall* 141:149–170.

EGYDIO, APM., VALVASSOURA, TA., SANTOS, DYA. 2013. Geographical variation of isoquinoline alkaloids of *Annona crassiflora* Mart. from cerrado, Brazil. *Biochemical Systematics and Ecology*, 46, 145-151.

FITTER, AH., HAY, RKM. 2002. *Environmental physiology of plants*, 3rd Edition. Academic Press, London. UK. 423 pp.

FRIES, R.E. 1937. Revision der Arten einiger Annonaceen-Gattungen IV. *Acta Horti Bergiani* 12(2): 221-288.

FRIIS, EM., ENDRESS, PK. 1990. Origin and evolution of angiosperm flowers. *Adv. Bot. Res.* 17: 99-162.

FRIIS, EM., CRANE, PR., PEDERSEN, KR. 2011. *Early Flowers and Angiosperm Evolution*. Cambridge University Press, Cambridge.

GALEONE, M., CACIOLI, D., MOISE, G., GHERARDI, G., QUADRO, G. 1981. Glaziovine as anti-ulcer - A double-blind short-term controlled clinical trial in comparison with cimetidine. *Curr. Ther. Res. - Clin. Exper.* 30, 44-49

GALLARDO-CRUZ, JA., MEAVE, JA., PÉREZ-GARCÍA, EA. 2005. Estructura, composición y diversidad de la selva baja caducifolia del Cerro Verde, Nizanda (Oaxaca), México. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, () 19-35. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=57707602>

GARCÍA, E. 1988. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen. Serie Libros, Num. 6. Instituto de Geografía. Universidad Nacional Autónoma de México.

GARCÍA-RODRÍGUEZ, Y., BRAVO-MONZÓN, A., MARTÍNEZ-DÍAZ, Y., TORRES-GURROLA, G., ESPINOSA-GARCÍA, FG. 2012. Variación Fitoquímica Defensiva en Ecosistemas Terrestres. 217-252.

GARCÍA-ROMERO, A., MENDOZA-ROBLES, KI., & GALICIA-SARMIENTO, L. 2005. Evaluation of tropical deciduous forest landscapes, lower Papagayo river basin (Guerrero), Mexico. *Investigaciones geográficas*, (56), 77-100. Recuperado en 02 de mayo de 2017, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0188-46112005000100006&lng=es&tlng=en

GARCÍA-SÁNCHEZ, F., CARVAJAL, M., PORRAS, I., BOTÍA, P., MARTÍNEZ, V. 2003. Effects of salinity and rate of irrigation on yield, fruit quality and mineral composition of 'Fino 49' lemon *Europ J. Agronomy*, 2013; 19: 427-437

GARCÍA, E., TREJO, I. 1990. Climatología de Satélites aplicada al estudio de la precipitación en México. *Memorias del XII Congreso Nacional de Geografía*.

Sociedad Mexicana de Geografía y Estadística e INEGI. Tepic, Nayarit. México. pp. 224-233.

GEILFUS, I. 1989. El árbol al servicio del agricultor. Manual de agroforestería para el desarrollo rural Vol. 2: Guía de especies. Santo Domingo. República Dominicana. Enda-Caribe. CATIE. 79 p.

GENTRY, AH. 1982. Neotropical Floristic Diversity: Phylogeographical Connections Between Central and South America, Pleistocene Climatic Fluctuations, or an Accident of the Andean Orogeny?. *Annals of the Missouri Botanical Garden*, Vol. 69, No. 3. (1982), pp. 557-593.

GEORGE, H., LAWRENCE, M. 1951. *Taxonomy of Vascular Plants*.. New York: Macmillan, 1951. 823 pp

GILBERT, B., GILBERT, MEA., DE OLIVEIRA, MM., RIBEIRO, O., WENKERT, E., WICKBERG, B., HOLLSTEIN, U., RAPOPORT, H. 1964. The aporphine and isoquinolinedienone alkaloids of *Ocotea glaziovii*, *J. AM. CHEM. SOC.* 86, 694-696

GONZÁLEZ ESQUINCA, AR. 2001. Contribución al estudio del género *Annona* (Annonaceae). Análisis fitoquímico de tres especies del estado de Chiapas. Tesis Doctoral, Universidad Nacional Autónoma de México, México.

GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR., DE LA CRUZ-CHACÓN, I., CASTRO-MORENO, M., JA., RILEY-SALDAÑA, CA. 2016. Phenological strategies of *Annona* species from the tropical deciduous forest of Chiapas, México. *Botanical Sciences* 94 (3): 531-541, 2016. DOI: 10.17129/botsci.645

GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR., DE LA CRUZ-CHACÓN, I., CASTRO-MORENO, M., OROZCO-CASTILLO, JA., RILEY-SALDAÑA, CA. 2014. Alkaloids and acetogenins in Anonaceae development: biological considerations. *Revista Brasileira de Fruticultura*. Vol. 36, no.spe 1. ISSN 0100-2945.

GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR., LUNA-CAZÁRES, LM., SCHLIE-GUZMAN, MA. 2007. Los alcaloides de Annonaceae en el complejo Ranaleano. *Lacandonia* 1(1).

GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR., DE LA CRUZ-CHACÓN, I., FEFER, PG., GARCÍA, LF. 2011. Liriodenine alkaloid in *Annona diversifolia* during early development. *Natural Product Research: Formerly Natural Product Letters*. Volume 26, Issue 1, 2012.

GONZÁLEZ-RODRÍGUEZ, H., CANTÚ-SILVA, I., RAMÍREZ-LOZANO, RG., GÓMEZ-MEZA, MV., PANDO-MORENO, M., LÓPEZ-HERNÁNDEZ, JM. 2011. Potencial hídrico xilemático en cuatro especies arbustivas nativas del noroeste de México. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, Volumen XVII, Edición Especial: 97-109.

GRACIA-MILIÁN, AJ., MARTÍNEZ-TORRES, MC., MORÓN-RODRÍGUEZ, F. 2001. Actividad antiespasmódica de extractos de *Piper auritum* en intestino. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 6(1), 19-22. Recuperado en 20 de mayo de 2017, de http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1028-47962001000100005&lng=es&tlng=es.

GRANADOS-SÁNCHEZ, D., RUÍZ-PUGA, P. 2008. Ecología de la Herbivoría. *Rev. Chapingo vol.14 no.1 Chapingo ene./jun. 2008. ISSN 0186-3231*

GUINAUDEAU, H., LEBOEUF, M., CAVÉ, A. 1994. APORPHINOID ALKALOIDS, V. *Journal of Natural Products* Vol. 57, No. 8, pp. 1033-1135, August 1994

HANI, A. 2014. 13. Antiespasmódicos. *Acta Gastroenterológica Latinoamericana*, 57-60

HARBORNE, JB. 1982. Introduction to Ecological Biochemistry. In: A.P. Inc. (ed.), London.

HAYNES, W.M. 2011. *CRC Handbook of Chemistry and Physics*. 91st ed. Boca Raton, FL: CRC Press Inc., 2010-2011, p. 3-410

HE, X., HUANG, W., CHEN, W., DONG, T., LIU, C., CHEN, Z. 2009. Changes of main secondary metabolites in leaves of *Ginkgo Biloba* in response to ozone

fumigation. J Environ Sci (China) 2009;21:199–203. doi: 10.1016/S1001-0742(08)62251-2.

HEGNAUER, R. 1964. Chemotaxonomie der Pflanzen, Vol. III, 116. Birkhauser, Base.

HUFFORD, CD., SHARMA, AS., OGUNTMEIN, BO. 1980. Antibacterial and antifungal activity of liriodenine and related oxoaporphine alkaloids. J Pharm Sci. 1980 Oct;69(10):1180-3.

HUTCHINSON, J. 1964. The genera of flowering plants (Angiospermae). Dicotyledones. Vol. 1. Oxford, Clarendon Press.

Hymenolepis nana. Int J Mol Sci. 2014 Mar; 15(3): 3624–3639. PMID: PMC3975358. Published online 2014 Feb 27. doi: 10.3390/ijms15033624

INATOMI, N., TAKAYANAGI, I., TAKAGI, K. 1974. ANTIPHOSPHODIESTERASE ACTIVITY AND NONSPECIFIC SMOOTH MUSCLE RELAXATION TESTED ON INTESTINAL SMOOTH MUSCLES. 10000. J. Pharmacol. 25, 63 -69

INEGI [Instituto Nacional de Geografía y Estadística]. 2000. Uso del Suelo y Vegetación 2000 conjunto de datos del ordenamiento territorial estatal. Escala 1:250,000.

IVANOVSKA, N., PHILIPPOV, S., GEORGIEVA, P. 1997. Immunopharmacological activity of aporphinoid alkaloid oxoglaucone. Pharmacol Res. Apr;35(4):267-72.

IVORRA, M. D., LUGNIER, C., CATRET, M., ANSELMINI, E., CORTES, D., D'OCON, P. 1993. Investigations of the dual contractile/relaxant properties showed by antioquine in rat aorta. British Journal of Pharmacology, London, v. 109, p. 502-509.

IRCHHAIYA, R., KUMAR, A., YADAV, A., GUPTA, N., KUMAR, S., GUPTA, N., KUMAR, S., YADAV, V., PRAKASH, A., GURGAR, H. 2014. METABOLITES IN PLANTS AND ITS CLASSIFICATION. WORLD JOURNAL OF PHARMACY AND PHARMACEUTICAL SCIENCES. Volume 4, Issue 1, 287-305.

- JØRGENSEN, PM., LEÓN-YÁNEZ, S. 1999. Cat. Vasc. Pl. Ecuador, Monogr. Syst. Bot. Miss. Bot. Gard. 75: i–viii, 1–1181. Missouri Botanical Garden, St. Louis.
- JUDD, WS., Campbell, CS., Kellogg, EA., Stevens, PF., Donoghue, MJ. 1999. Plant systematics: a phylogenetic approach. *Ecología mediterránea* 25 (2), 215
- KANAREK, RB., HOMOLESKI, B. 2000. Modulation of Morphine-Induced Antinociception by Palatable Solutions in Male and Female Rats. *Pharmacology Biochemistry and Behavior*. Volume 66, Issue 3, July 2000, Pages 653–659
- KNÖLKER, HJ. 2015. *The Alkaloids*, Volume 74. Academic Press, 2015. ISBN 0128023562, 9780128023563
- KONDO, Y., IMAI, Y., HOJO, H., ENDO, T., NOZOE, S. 1990. Suppression of tumor cell growth and mitogen response by aporphine alkaloids, dicentrine, glaucine, corydine, and apomorphine. *J Pharmacobiodyn.* 1990 Jul;13(7):426-31.
- KRAMER, PJ. 1974. *Relaciones hídricas de Suelos y Plantas*. Edutex, S. A. México.
- KUTCHAN, TM. 1995. Alkaloid Biosynthesis. The Basis for Metabolic Engineering of Medicinal Plants. *Plant Cell*. 7(7).
- KUO, RY., CHANG, FR., CHEN, CY., TENG, CM., YEN, HF., WU, YC. 2001. Antiplatelet activity of N-methoxycarbonyl aporphines from *Rollinia mucosa*. *Phytochemistry*. 2001 Jun;57(3):421-5.
- KUO, RY., CHEN, CY., LIN, AS., CHANG, FR., WU, YC. 2004. A New Phenanthrene Alkaloid, Romucosine I, from *Rollinia mucosa* Baill. *Z. Naturforsch.* 59b, 334 – 336
- LAN, YH., CHANG, FR., YU, JH., YANG, YL., CHANG, YL., LEE, SJ., WU, YC. 2003. Cytotoxic styrylpyrones from *Goniothalamus amuyon*. *J Nat Prod.* 2003 Apr;66(4):487-90.

LAWRENCE, GHM. 1951. Taxonomy of Vascular Plants. New York: Macmillan, 823 pp.

LAZO, A. 1989. Flora y estructura de la vegetación de Chiguata. Caylloma. Arequipa. Tesis de Bachiller en Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa.

LEBOEUF, M., CAVÉ, A., FORGACS, P., PROVOST, J., CHIARONI, J., RICHE, C., CHEM, J. 1982. Alkaloids of the Annonaceae. Part 33. Annomontine and methoxyannomontine, two new pyrimidine- β -carboline-type alkaloids from *Annona montana*. Soc., Perkin Trans. 1, 1982, 1205

LEBOEUF, M., STREITH, J., CAVE, A. 1975. ANN. PHARM. FR. 33, 43.

LEBOEUF, M., CAVÉ, A., BHAUMIK, PK., MUKHERJEE, BR. 1982. The Phytochemistry of the Annonaceae. Phytochemistry. En: DE LA CRUZ-CHACÓN, I. 2012. Alcaloides Bencilisoquinolínicos y su relación órgano-específica en las primeras fases de desarrollo de *Annona diversifolia* Safford. Tesis Doctoral, Universidad Nacional Autónoma de México, México.

LEGENDRE, P., LEGENDRE, L. 1998. Numerical Ecology. Second English Edition. Developments in Environmental Modelling 20. Elsevier, Amsterdam.

LEWIS, R.J., HAWLEY, SR. 2007. Condensed Chemical Dictionary 15th Edition. John Wiley & Sons, Inc. New York, NY pp. 943

LINNEO, C. 1753. Species plantarum. Tomus I, May 1753: i-xii, 1-560.

LEÓN, J. 1987. Botánica de los Cultivos Tropicales. 2a ed., Editorial IICA, San José, Costa Rica.

LEÓN DE LA LUZ, JL., DOMÍNGUEZ-CADENA, R., & MEDEL-NARVÁEZ, A. 2012. Florística de la Selva Baja Caducifolia de la Península de Baja California, México. Botanical Sciences, 90(2), 143-162. Recuperado en 02 de mayo de 2017,

de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-42982012000200004&lng=es&tlng=es

LEOPOLD, AS., 1950. Vegetation Zones of Mexico. Ecology. Volume 31, Issue 4. October 1950.

LICHTENTHALER, HK. 1996. Vegetation stress: An introduction to the stress concepts in plants. Journal of plant Physiology, 148: 4-14.

LUNA-FLORES, W., ESTRADA-MEDINA, H., MORALES-MALDONADO, E., ÁLVAREZ-RIVERA, O. 2015. Plant stress by water deficit: a review. Chilean J. Agric. Anim. Sci., ex Agro-Ciencia (2015) 30(3):61-69

MACHADO, DN., PALMEIRA-JUNIOR, S., CONSERVA, LM., DE LYRA-LEMOS, RP. 2005. Quinoline alkaloids from *Sebastiania corniculata* (Euphorbiaceae). Biochemical Systematics and Ecology 33 (2005) 555–558.

MACKIE, A., MISRA, AL. 1956. J. Sci. Food Agric. 7, 203.

MARTÍN, ML., DÍAZ, MT., MONTERO, MJ., PRIETO, P., SAN ROMAN, L., CORTES, D. 1993. Antispasmodic activity of benzylisoquinoline alkaloids analogous to papaverine. Planta Medica, Stuttgart, v. 59, p. 63-67.

MARTÍNEZ, E., GALINDO-LEAL, C. 2002. La vegetación de Calakmul, Campeche, México: clasificación, descripción y distribución. Boletín de la Sociedad Botánica de México, 7-32. Recuperado de: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=57707101>.

MARTÍNEZ, ML., CAMPAGNA, MN., RATTI, MS., NOCITO, I., SERRA, E., GATTUSO, S., GATTUSO, MA. 2009. Trypanocide activity of *Castela coccinea* Griseb. extracts. Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas, 8 (3), 211 - 218

MAZID, M., KHAN, TA., MOHAMMAD, F. 2011. Role of secondary metabolites in defense mechanisms of plants». Biology and Medicine, 3(2) Special issue. 232-249. ISSN: 09748369.

MEDEIROS, DB., DA SILVA, EC., BENTZEN-SANTOS, HR., PACHECO, CM., DOS SANTOS- MUSSER, D., CUSTÓDIO-NOGUEIRA, RJ. 2012. Physiological and biochemical responses to drought stress in Barbados cherry. BRAZILIAN SOCIETY OF PLANT PHYSIOLOGY

MELZER, B., BRACHER, F. 2015. A divergent approach to benzyloisoquinoline-type and oxoaporphine alkaloids via regioselective direct ring metalation of alkoxy isoquinolines. *Org. Biomol. Chem.*, 2015, 13, 7664.

MENDIETA, RM., DEL AMO, R. 1981. Plantas medicinales del estado de Yucatán. (eds.). CECSA 1981. 428 p.

MIRANDA, F., HERNÁNDEZ-X., E. 1963. Los tipos de vegetación de México y su clasificación. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 29:29–179.

MIRANDA, F. 1942. Estudios sobre la vegetación de México. III. Notas sobre la vegetación del suroeste del estado de Puebla. *Anales del Instituto de Biología, UNAM*. Tomo XIII. 2:417-459

MIRANDA, F. 1942. Estudios sobre la vegetación de México. IV. Algunas características de la vegetación y de la flora de la zona de Acatlán. *Anales del Instituto de Biología, UNAM*. 14:407-421

MORENO-CASASOLA, P., & PARADOWSKA, K. 2009. Especies útiles de la selva baja caducifolia en las dunas costeras del centro de Veracruz. *Madera y bosques*, 15(3), 21-44. Recuperado en 02 de mayo de 2017, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-04712009000300002&lng=es&tlng=es.

MORISON, JL., LAWLOR, DW. 1999. Interactions between increasing CO₂ concentration and temperature on plant growth. *Plant Cell Environ.* 1999;22:659–82. doi: 10.1046/j.1365-3040.1999.00443.x.

MOTTA, LB., FURLAN, CM., SANTOS, DY., SALATINO, ML., DUARTE-ALMEIDA, JM., NEGRI, G., CARVALHO, JE., RUIZ, AL., CORDEIRO, I., SALATINO, A. 2011. Constituents and antiproliferative activity of extracts from leaves of *Croton macrobothrys*. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, 21(6), 972-977. Epub September 23, 2011. <https://dx.doi.org/10.1590/S0102-695X2011005000174>

MUELLER, D.; DAVIS, R. A.; DUFFY, S.; AVERY, V. M.; CAMP, D.; QUINN, R. J. Antimalarial activity of azafluorenone alkaloids from the Australian tree *Mitrephora diversifolia*. *Journal of Natural Products*, Cincinnati, v. 72, p. 1538-1540, 2009.

MULLERIED, F., 1957. La geología de Chiapas. Gobierno Constitucional del Estado de Chiapas. 180 pp.

NAIK, NH., SIDKER, AK., RADHIKA SK. 2013. Two new approaches towards the synthesis of annomontine using Picet-Spengler and aza-Diels-Adler reactions. *Tetrahedron Letters*. Volume 54, Issue 28. 3715-3717

NGUYEN, NT., PHAM, VC., LITAUDON, M., GUÉRITTE, F., GRELLIER, P., NGUYEN, VT., NGUYEN, VH. 2008. Antiplasmodial alkaloids from *Desmos rostrata*. *J Nat Prod*. 2008 Dec;71(12):2057-9. doi: 10.1021/np8004437.

NOSÁLOVÁ, G., STRAPKOVÁ, A., KORPÁS, J., CRISCUOLO, D. 1989. Objective assessment of cough suppressants under normal and pathological experimental conditions. *Drugs Exp Clin Res*. 1989;15(2):77-81.

OLIVER, JE. 1973. Climate and man's environment. An introduction to applied climatology. John Wiley & Sons, Inc. New York.

O'NEIL, M.J. 2006. The Merck Index - An Encyclopedia of Chemicals, Drugs, and Biologicals. Whitehouse Station, NJ: Merck and Co., Inc., 2006., p. 1210

OROZCO-CASTILLO, JA., CRÚZ-ORTEGA, R., MARTÍNEZ-VÁZQUEZ, M., GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR. 2016. Aporphine alkaloid contents increase with

moderate nitrogen supply in *Annona diversifolia* Saff. (Annonaceae) seedlings during diurnal periods. *Journal of Natural Product Research*.

ORTUÑO, MF., ALARCÓN, JJ., NICOLÁS, E., TORRECILLA, A. 2004. Interpreting trunk diameter changes in young lemon trees under deficit irrigation. *Plant Science* 2004;167: 275-280

PELLETIER, W., 1983. *Alkaloids, Volume 1: A chemical and biological perspectives*. Wiley-Interscience, 605. New York.

PELLETIER, W., 2012. *Alkaloids, Volume 8: A chemical and biological perspectives*. Springer Science & Business Media, 2012

PÉREZ-AMADOR, MC., GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR., GARCÍA-ARGÁEZ, A., BRATOEFF, E., LABASTIDA, C. 1997. Oil composition and flavonoid profile of the seeds of three *annona* species. *International Journal of experimental botany*

PÉREZ, EG., SÁEZ, J., CASSELS, BK. 2005. A CONVENIENT, RENEWABLE SOURCE OF THE ANXIOLYTIC PROAPORPHINE ALKALOID GLAZIOVINE: *DUGUETIA VALLICOLA* LEAVES. *Journal of the Chilean Chemical Society*, 50(3), 553-557. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-97072005000300005>

PÉREZ-GÓMEZ, SG., DE LA CRUZ-CHACÓN, I., CASTRO-MORENO, M., GONZÁLEZ-ESQUINCA, AG. 2014. Alcaloides en *Annona lutescens* Safford (Annonaceae) asociados a los cambios estacionales de la Selva Baja Caducifolia. Tesis de Licenciatura en Biología. Instituto de Ciencias Biológicas. UNICACH

PIANKA, ER. 1982. *Evolutionary ecology*. Harper and Row. New York.

PICHESKI, E., GERSHENSON, J. 2002. The formation and function of plant volatiles: perfumes for pollinator attraction and defense. *Current opinion in Plant Sciences*. (in press).

PIELOU, EC. 1992. *Biogeography*. Krieger Publishing Company. Malabar, Florida.

PINEDA-GARCÍA, F., ARREDONDO-AMEZCUA, L., IBARRA-MANRÍQUEZ, G. 2007. Riqueza y diversidad de especies leñosas del bosque tropical caducifolio El Tarimo, Cuenca del Balsas, Guerrero. *Revista mexicana de biodiversidad*, 78(1), 129-139. Recuperado en 02 de mayo de 2017, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1870-34532007000100013&lng=es&tlng=es.

PENNINGTON, RT., PRADO, DE., PENDRY, CA. 2000. Neotropical seasonally dry forests and Quaternary vegetation changes. *J. Biog.*, vol. 27, no. 2, p. 261-273.

PENNINGTON, RT. SARUKHÁN, J. 1998. Árboles tropicales de México. Manual para la identificación de las principales especies. UNAM, FCE, México.

PROTAIS, P., ARBAOUI, J., BAKKALI, EH., BERMEJO, A., CORTES, D. 1995. Effects of various isoquinoline alkaloids on in vitro H-dopamine uptake by rat striatal synaptosomes. *Journal of Natural Products*, Cincinnati, v. 58, p. 1475-1484.

PROTAIS, P., CORTES, D., PONS, J. L., LOPEZ, S., VILLAVERDE, M.C., CASTEDO, L. 1992. Displacement activity of some natural cularine alkaloids at striatal H-SCH 23390 and H-raclopride binding sites. *Experientia*, Basel, v. 48, p. 27-30.

PRADO, DE., GIBBS, PE., 1993. Patterns of species distributions in the dry seasonal forests of South America. *Annals of the Missouri Botanical Garden*. Vol 80. 902-927

PUVADENDRAN, S., WICKRAMASHINGHE, A., KARUNARATNE, N., KARUNARATNE, K. 2008. Antioxidant Constituents from *Xylopi* *championii*. *Pharmaceutical Biology* 46(5):352-355. DOI: 10.1080/13880200801887989

QUIÑONES, A., MARTÍNEZ-ALCÁNTARA, B., LEGAZ, F. 2007. Influence of irrigation system and fertilization management on seasonal distribution of N in the soil profile and on N-uptake by citrus trees. *Agriculture: Ecosystems and Environment*, 2007;122: 399-409

R CORE TEAM (2013). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL [HTTP://WWW.R-PROJECT.ORG/](http://www.R-project.org/).

RAWSHAW, AM., RICHARDSON, BL., MEATYARD, LT., BROWN, RH., RICHARDSON, M., THOMPSON, EW., BOULTER, D. 1972. The time of origin of the flowering plants determining by using amino acid sequence data of cytochrome C. Department of Botany. University of Durham. *New Phytol*(1972)71,773-779.

REIGOSA, MJ., PEDROL, N., SANCHEZ-MOREIRAS, AM., GONALEZ, L. 2002. Stress and allelopathy. In *allelopathy: from molecules to ecosystems*, eds. Reigosa M, Pedrol N, Enfield, New Hampshire: Science Publishers, pp: 231-256.

REIGOSA, MJ., SANCHEZ-MOREIRAS, AM., GONZÁLEZ, L. 1999. Ecophysiological approach in allelopathy. *Critical Review of Plant Sciences*, 18: 577-608

REJÓN-ORANTES, JC., GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR., DE LA MORA, MP., ROLDAN-ROLDAN, G., CORTES, D. 2011. Annomontine, an alkaloid isolated from *Annona purpurea*, has anxiolytic-like effects in the elevated plus-maze. *Planta medica* 77, 322-327

REJÓN-ORANTES, JC., GONZÁLEZ-ESQUINCA, AR., ROLDAN-ROLDAN, G., PÉREZ DE LA MORA, M. 2010. *Annona purpurea* Moc. & Sessé ex Dunal y su actividad ansiolítica. En *Anonáceas. Plantas antiguas, estudios recientes*. Colección Jaguar. UNICACH.

REYES-GARCÍA, A., SOUSA, M. 1997. Depresión Central de Chiapas, la Selva Baja Caducifolia. *Listados Florísticos de México XVII*. Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México, México D.F.

REZA AMIRJANI, M. 2013. EFFECTS OF DROUGHT STRESS ON THE ALKALOID CONTENTS AND GROWTH PARAMETERS OF *Catharanthus roseus*. *ARPN Journal of Agricultural and Biological Science*

RICKER, M., RAMÍREZ-KRAUSS, I., IBARRA-MANRÍQUEZ, G., MARTÍNEZ, E., RAMOS, CH., GONZÁLEZ-MEPELLÍN, G., GÓMEZ-RODRÍGUEZ, G., PALACIO-PRIETO, JL., HERNÁNDEZ, HM. 2007. Optimizing conservation of forest diversity: a country-wide approach in Mexico. *Biodiversity and Conservation* 16:1927–1957.

ROBERTS, MF., WINK, M. 1998. *Alkaloids: biochemistry, ecology and medicinal applications*. Plenum Press. New York.

ROCHA-LOREDO, AG., RAMÍREZ-MARCIAL, N., GONZÁLEZ-ESPIÑOZA, M. 2010. Riqueza y diversidad de árboles del bosque tropical caducifolio en la depresión central de Chiapas. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*. Bol. Soc. Bot. Méx no.87 México. ISSN 0366-2128

ROVINSKIĀ, VI. 1989. A case of hallucinogen-like action of glaucine. *Klin Med (Mosk)*. 1989 Sep;67(9):107-8.

RUANGRUNGSI, N., RVEPIBOON, A., LANGE, GL., LEE, M., DECICCO, CP., PICHA, P., PREECHANUKOOL, K. 1987. Constituents of *Paramichelia baillonii*: a new antitumor germacranolide alkaloid. *J Nat Prod*. 1987 Sep-Oct;50(5):891-6.

RUXTON, GD., BEAUCHAMP, G. 2008. 'Time for some a priori thinking about post hoc testing', *Behavioral Ecology*, 19(3), pp. 690-693. doi: 10.1093/beheco/arn020.

RZEDOWSKI J. 1978. *Vegetación de México*. Limusa. México, DF.

RZEDOWSKI, J. 1991. Diversidad y orígenes de la flora fanerogámica de México. *Acta Botánica Mexicana* 14:3-21.

RZEDOWSKI, J. 1991. El endemismo en la flora fanerogámica mexicana; una apreciación preliminar. *Acta Botánica Mexicana*. 15: 47-64.

RZEDOWSKI, M., FURMANOWA, M., MOLAK, W. 1985. Liriodenine in tissue culture of *Liriodendron tulipifera* L. II. Quantitative analysis and antifungal effect. *Acta Pol Pharm*. 1985;42(3):300-4.

RZEDOWSKI, J., REYNA, T. 1990. Divisiones florísticas. Tópicos fitogeográficos (provincias, matorral xerófilo y cactáceas). Sección Naturaleza. Hoja IV. 8. 3. vol. II. mapa escala 1:8,000,000. Atlas Nacional de México. Instituto de Geografía, UNAM, México.

SAEZ, A., BLAIR, S., SAEZ, J. 1986. *Rev. Colomb. Quim.* (1997) 26, 43.

SALAS-MORALES, SH., SCHIBLI, L., NAVA-ZAFRA, A., SAYNES-VÁSQUEZ, A. 2007. Flora de la costa de Oaxaca, México (2): lista florística comentada del parque nacional Huatulco. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, () 101-130. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=57708107>

SALMINEN, J., ROSLIN, T., KARONEN, M., SINKKONEN, J., PIHLAJA, K., PULKKINEN, P. 2004. SEASONAL VARIATION IN THE CONTENT OF HYDROLYZABLE TANNINS, FLAVONOID GLYCOSIDES, AND PROANTHOCYANIDINS IN OAK LEAVES. *Journal of Chemical Ecology*, Vol. 30, No. 9, September 2004.

SÁNCHEZ-AZOFEIFA, GA., KALACSKA, M., QUESADA, M., CALVO-ALVARADO, JC., NASSAR, JM., RODRÍGUEZ, JP. 2005. Need for integrated research for a sustainable future in tropical dry forests. *Conservation Biology* 19:285–286.

SAMIR, B. 1989. *Fac.Sci.Assiut.Univ.*,18,(1989),21

SATO, K., NAKAYAMA, M., SHIGETA, J. 1996. Culturing conditions affecting the production of anthocyanin in suspended cell cultures of strawberry. *Plant Sci.* 1996;113:91–8. doi: 10.1016/0168-9452(95)05694-7.

SHAPIRO, SS., WILK, MB. 1965. An Analysis of Variance Test for Normality (Complete Samples). *Biometrika*, Vol. 52, No. 3/4. (Dec, 1965), pp. 591-611.

SHOJI, N., UMEYAMA, A., SAITO, N., IUCHI, A., TAKEMOTO, T., KAJIWARA, A., OHIZUMI, Y. 1987. Asimilobine and Lirinidine, Serotonergic Receptor Antagonists,

from *Nelumbo nucifera*. J. Nat. Prod., 1987, 50 (4), pp 773–774. DOI: 10.1021/np50052a044

SCHAFER, H., WINK, M. 2009. Medicinally important secondary metabolites in recombinant microorganisms or plants: progress in alkaloid biosynthesis. Biotechnology Journal, 4(12): 1684-1703.

SETH, F. 2011. Range of seasonal phytochemical variations in *Caloptris procera* (Ait.) R.Br. Arom. Plants. Vol 1, No 2. ISSN 2249-4340.

SIMMS, EL., FRITZ, RS. 1990. The ecology and evolution of host plant resistance to insects. Trends in Ecology and Evolution. 5: 356-360.

SIMEON, S., RÍOS, JL., VILLAR, A. 1998. Planta Med. Phytother. 23, 159

SIV, YY. 1971. Trav. Lub. Mutiire Mtd. Phurm. Gul. Fur. Phurm. Paris 56, 87.

SIV, YY., PARIS, RR. 1972. Pl. Mid. Phytoth. 6,299.

SMITH, LI. 2002. A tutorial on Principal Components Analysis. Publisher John Wiley & Sons Inc, ISBN 0-471-85223-6.

SOLIZ-GUERRERO, JB., RODRIGUEZ, DE., RODRIGUEZ-GARCIA, DJ., ANGULO-SANCHEZ, JL., MENDEZ-PADILLA, G. 2002. Quinoasaponins: concentration and composition analysis. In: Janick J, Whipkey A (Eds). Trends in new crops and new uses, ASHS Press, Alexandria, 2002; 110.

SONNET, PE., JACOBSON, M. 1971. Tumor Inhibitors II: Cytotoxic Alkaloids from *Annona purpurea*. Journal of Pharmaceutical Sciences. Vol.60 Issue 8. pp 1254-1256.

STANDLEY JA., STEYERMARK, PC., 1946. Flora of Guatemala. Botanical Gazette, Volume 44

STÖCKIGT, J., ZENK, MH. 1977. Strictosidine (isovincoside): the key intermediate in the biosynthesis of monoterpene indole alkaloids. *Journal of the Chemical Society, Chemical Communications*. Issue 18

SZAKIEL, A., PACZKOWSKI, C., HENRY, M. 2010. Influence of environmental abiotic factors on the content of saponins in plants. *Phytochem Rev.* 2010 doi: 10.1007/s11101-010-9177-x. In press.

TAKAHASHI, M., FRIIS, E.M., UESUGI, K., SUZUKI, Y., CRANE, PR. 2008. Floral evidence of Annonaceae from the Late Cretaceous of Japan. *Internat. J. Plant Sic.* 169: 908-917.

TAKAYANAGI, I., UCHIDA, M., INATOMI, N., TOMIYAMA, A., TAKAGI, K. 1972. *Japan. J. Pharmacol* 22, 869

TANTERI, B. 1947. *Ann. Chim. Applicata* 37, 115.

TAIZ, L., ZIEGLER, E. 2006. *Fisiología Vegetal*. Universitat Jaume I. España.

TAKHTAJAN, A. 1969. *Flowering plants. Origin and dispersal*. Oliver & Boyd, Edinburgh. 310 pp.

TODOROV, S., ZAMFIROVA, R. 1991. Comparative study of the hypotensive effect of a group of structural derivatives of glaucine. *Acta Physiol Pharmacol Bulg.* 1991;17(2-3):98-103.

TREJO, I., DIRZO, R., 2000. Deforestation of seasonally dry tropical forest: a national and local analysis in Mexico. *Biological Conservation* 94:133–142.

TREJO, I., DIRZO, R., 2002. Floristic diversity of Mexican seasonally dry tropical forests. *Biodiversity and Conservation*. 11:2063-2084.

TREJO-VÁZQUEZ, I. 1999. El clima de la selva baja caducifolia en México *Investigaciones Geográficas (Mx)*, núm. 39, 1999, pp. 40-52 Instituto de Geografía Distrito Federal, México.

VALIENTE, OM. 2001. Sequía: definiciones, tipologías y métodos de cuantificación. Investigaciones geográficas No 26 (2001) pp. 59-80. Instituto Universitario de Geografía Universidad de Alicante. España.

VENKATASUBBIAH, G., MATHEW, AG. 1970. J. Food Sci. Technol. 7, 203.

VILAÇA-COSTA, E., BELÉM-PINHEIRO, ML., DUARTE-LEÃO DE SOUZA, A., BARISON, A., RAMOS-CAMPOS, F., HINOJOSA-VALDEZ, R., UEDA-NAKAMURA, T., DIAS-FILHO, B., VATARU-NAKAMURA, C. 2011. Trypanocidal Activity of Oxoaporphine and Pyrimidine- β -Carboline Alkaloids from the Branches of *Annona foetida* Mart.(Annonaceae). *Molecules* 2011, 16, 9714-9720; doi:10.3390/molecules16119714

WEI, H., LI, L., YAN, X., WANG, Y. 2013. Effects of Soil Drought Stress on the Accumulation of Alkaloids and Flavonoids in Motherwort. Laboratory of Saline-alkali Vegetation Ecology Restoration in Oil Field, Ministry of Education, Harbin, China 150040

WU, YC., DUH, CY., WANG, SK., CHEN, KS., YANG, TH. 1990. Two new natural azafluorene alkaloids and a cytotoxic aporphine alkaloid from *Polyalthia longifolia*. *J Nat Prod.* 1990 Sep-Oct;53(5):1327-31.

WU, YC., YAMAGISHI, T., LEE, KH. 1989. Cytotoxic isoquinoline alkaloids from *Xanthorhiza simplicissima*. *Gaoxiong Yi Xue Ke Xue Za Zhi.* 1989 Jul;5(7):409-11.

XU, L., LI, K., SUN, N., KONG, J. 1992. Alkaloids of *Annona reticulata* L. *Zhongguo Zhong Yao Za Zhi.* 1992 May;17(5):295-6.

XU, Z., ZHOU, G., SHIMIZU, H. 2010. Plant responses to drought and rewatering. *Plant Signal Behav.* 2010;5:649–54. doi: 10.4161/psb.5.6.11398.

YANG, ZD., ZHANG, X., DU, J., MA, ZJ., GUO, F., LI, S., YAO, XJ. 2011. An aporphine alkaloid from *Nelumbo nucifera* as an acetylcholinesterase inhibitor and the primary investigation for structure-activity correlations. *Nat Prod Res.* 2012;26(5):387-92. doi: 10.1080/14786419.2010.487188.

YANNAI, S. 2004. Dictionary of food compounds with CD-ROM: Additives, flavors, and ingredients. Boca Raton: Chapman & Hall/CRC.

ZAMORA, VN. 1989. Flora arborescente de Costa Rica. Editorial tecnológica de Costa Rica. Cartago, Costa Rica. 262 p.

ZETLER, G. 1988. Neuroleptic-like, anticonvulsant and antinociceptive effects of aporphine alkaloids: bulbocapnine, corytuberine, boldine and glaucine. Arch Int Pharmacodyn Ther. 1988 Nov-Dec;296:255-81.

ZHANG, X., YE, W., ZHAO, S., CHE, CT. 2004. Isoquinoline and isoindole alkaloids from Menispermum dauricum. Phytochemistry. 2004 Apr;65(7):929-32.

Referencias Electrónicas

[ChEBI] Chemical Entities of Biological Interest URL: <http://www.ebi.ac.uk/chebi/searchId.do?chebiId=CHEBI:65409>. Consultado el 22/02/2017.

[HMD] Human Metabolome Database. URL: <http://www.hmdb.ca/metabolites/HMDB33522>. Consultado el 22/02/2017.

[ChEBI] Chemical Entities of Biological Interest. URL: <http://www.ebi.ac.uk/chebi/searchId.do?chebiId=CHEBI:65409>. Consultado el 22/02/2017.

[ChemIDplus] Toxnet database. URL: <https://chem.nlm.nih.gov/chemidplus/rn/19775-47-4>. Consultado el 24/03/2017.

[HMD] Human Metabolome Database. URL: <http://www.hmdb.ca/metabolites/HMDB33522>. Consultado el 22/02/2017.

[HMD] Human Metabolome Database. URL: <http://www.hmdb.ca/metabolites/HMDB35438>. Consultado el 24/02/2017

[HMD] Human Metabolome Database. URL: <http://www.hmdb.ca/metabolites/HMDB36987>. Consultado el 24/02/2017

[PubChem] Open Chemistry Database. URL: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/31069>. Consultado el 18/03/2017

[PubChem] Open Chemistry Database. URL: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/98472>. Consultado el 14/03/2017

[PubChem] Open Chemistry Database. URL: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/10734687>. Consultado el 24/02/2017

[PubChem] Open Chemistry Database. URL: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/N-Methylasimilobine>. Consultado el 08/03/2017.

[PubChem] Open Chemistry Database. URL: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/papaverine>. Consultado el 04/03/2017.

[PubChem] Open Chemistry Database. URL: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Oxoglucine>. Consultado el 19/05/2017

[PubChem] Open Chemistry Database. URL: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Predicentrine>. Consultado el 19/05/2017

[PubChem] Open Chemistry Database. URL: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/100927112>. Consultado el 19/05/2017

[PubChem] Open Chemistry Database. URL: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/oxopurpureine> Consultado el 19/05/2017

[PubChem] Open Chemistry Database. URL: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Stepharine> Consultado el 19/05/2017

[PubChem] Open Chemistry Database. URL: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/442245>. Consultado el 19/05/2017

[PubChem] Open Chemistry Database. URL <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Corydine>. Consultado el 19/05/2017

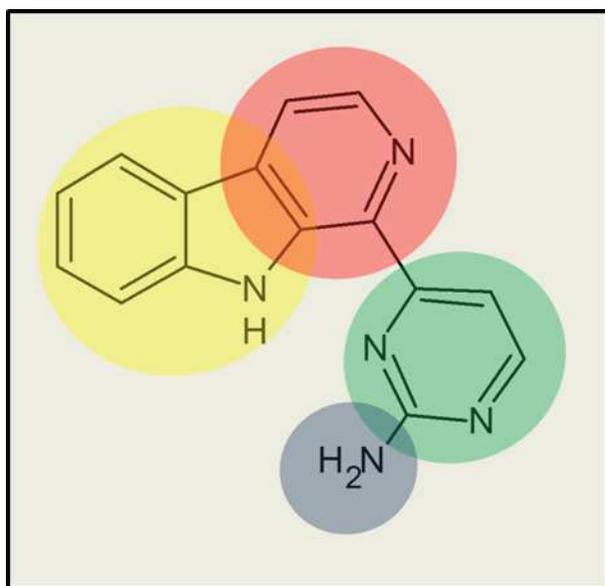
[PubChem] Open Chemistry Database. URL <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Isocorydine>. Consultado el 19/05/2017

ANEXO I.- Alcaloides reportados para *Anona purpurea*

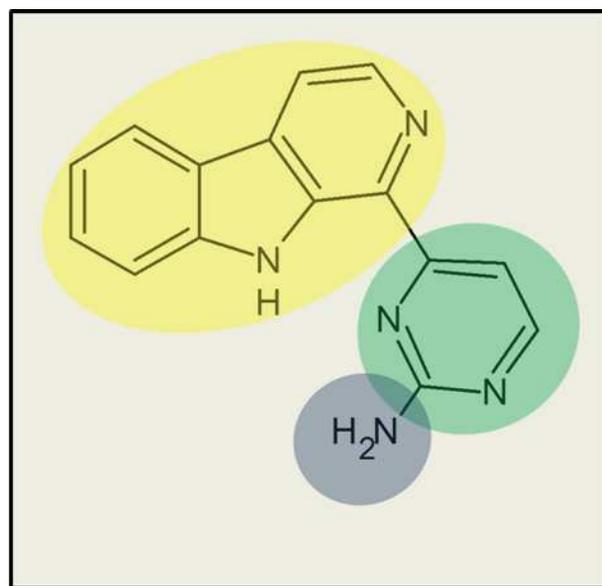
Annomontina.

La annomontina [C₁₅H₁₁N₅] es un alcaloide presente en algunas especies del género *Annona*, descubierto en raíces y tallo de *Annona montana* en 1982 (Leboeuf *et al*, 1982). Químicamente se clasifica como alcaloide de tipo indólico; estructuralmente se trata de una 2-aminopirimidina, sustituida en posición 4 por un β-carbolino (pyrido-indol). Su análisis estructural puede realizarse de dos maneras:

- 4-(9H-pyrido[3,4-b]indol-1-yl)pyrimidin-2-amine [IUPAC]
- 4-(9H-beta-carbolin-1-yl)pyrimidin-2-amine [Sistemática]

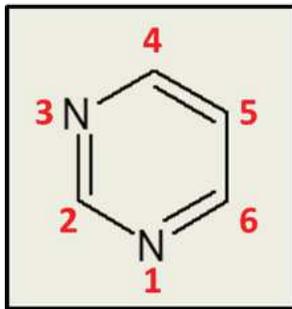


4-(9H-pyrido[3,4-b]indol-1-yl)pyrimidin-2-amine

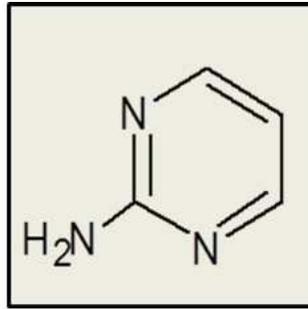


4-(9H-β-carbolin-1-yl)pyrimidin-2-amine

Figura 2.- Annomontina desde el punto de vista de IUPAC y Sistemática



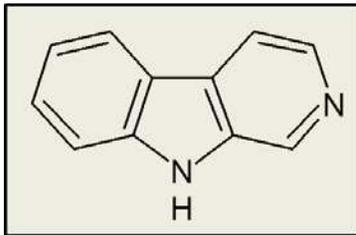
1,3-Diazina
m-Diazina



Pyrimidin-2-
amine

Esta molécula está contiene una m-Diazina (Pirimidina), con un grupo amino como sustituyente en posición 2.

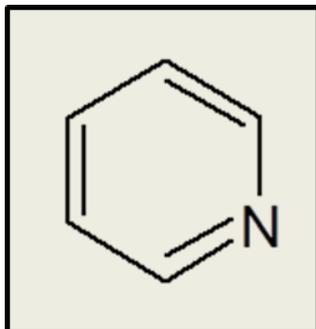
Figura 3.- m-Diazina



β -carboline

Figura 4.- β -carbolina

La β -carbolina (9H-pirido[3,4-b]indol) es una amina orgánica, prototipo de un grupo de compuestos conocidos como β -carbolicinas. (Farzin & Mansouri, 2006)



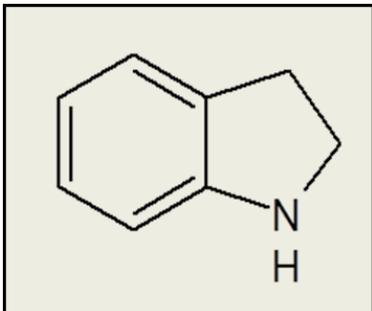
azina

Piridina

La piridina, cuyo nombre sistemático dentro de la nomenclatura de Hantzsch-Widman, recomendada por la IUPAC, es azina. (Powell, 1983) es un heterociclo insaturado cuya purificación se adjudica al científico escocés Thomas Anderson, el nombre piridina se debe a su alta inflamabilidad, del griego πυρος (pyros = fuego). (Barnes *et al*, 1960)

Figura 5.- Piridina

Figura 6.- Indol, base de la biomolécula annomontina



Indol

El indol es un compuesto orgánico heterocíclico, con estructura bicíclica que consiste en un anillo de seis miembros (benceno) unido a otro de cinco miembros (pirrol). La participación de un par aislado de electrones de nitrógeno en anillo aromático refieren que el indol no es una base y no representa una amina simple. (Lehninger, 2005)

Pese a que la ruta biosintética de la annomontina aún no ha sido totalmente dilucidada, debido a su estructura se toman como probables predecesores a los indoles–derivados de triptófano: Indoxilo, Indolacetato (que presenta actividad como auxina) e Indolacetaldehido, triptamina; ambos derivados del triptófano. De entre todos ellos, se considera a la triptamina como el más probable predecesor de los alcaloides carbolínicos, en un proceso que tiene como punto clave la condensación de iso-vincosido a partir de esta molécula. (Stöckigt & Zenk, 1977).

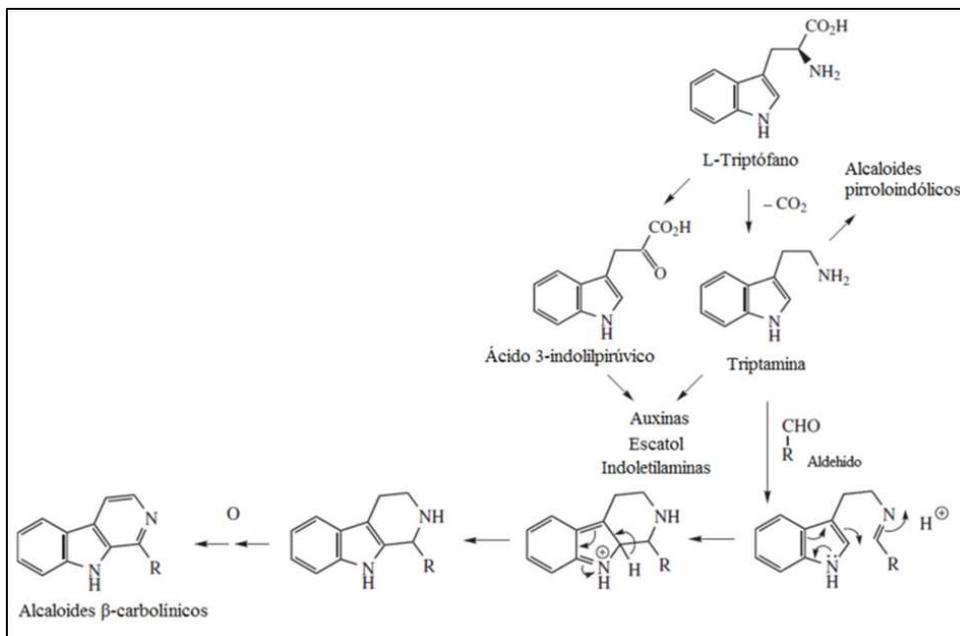


Figura 7.- Biosíntesis de alcaloides carbolínicos (Sundberg, 1996)

Respecto a la síntesis a nivel laboratorio, Naik *et al* (2013) proponen un método para annomontina –y otros derivados β -carbolínicos- a partir de reacciones Pictet-Spengler y aza-Diels-Adler. Según este método se inicia la síntesis a partir de triptamina, se condensa con un carbonilo (aldehído o cetona) bajo condiciones ácidas y la ciclación, para completar β -carbolina, se media por la reacción imina – dieno de Diels-Adler.

Se ha reportado una importante actividad antiparasitaria en annomontina, un par de estudios realizados por Costa y colaboradores en 2006 y 2011 demostró la inhibición de crecimiento en *Leishmania* y toxicidad en *Tripanosoma cruzi* respectivamente, al ser sometidos a diversos tratamientos con presencia de extractos de annomontina.

Rejón *et al* (2011) reportan la actividad ansiolítica de annomontina en roedores sometidos a pruebas en laberinto. En dicho estudio se contrastó la respuesta a la aplicación de annomontina por vía intraperitoneal respecto a pentobarbital, administrado de la misma manera. Los resultados demostraron el efecto ansiolítico de la annomontina y permitieron hipotetizar que probablemente dichos efectos estén mediados a nivel del sitio de unión de las benzodiazepinas en el receptor GABAA.

También se ha atribuido a alcaloides β -carbonílicos, en general, y en particular a la annomontina cierta capacidad de regular las funciones del receptor de dioxinas o receptor arylhydrocarbon (AhR), en lo que bien podría radicar la importancia de este sintetato para la planta que lo produce, pues podría ayudar a mediar el efecto de la dioxina y otros contaminantes ambientales relacionados con ella. Se logró demostrar que la annomontina, además de rutaecarpina, y xestomanzamina A incrementan la actividad de los genes que determinan la expresión de AhR (Haartmann *et al*, 2010).

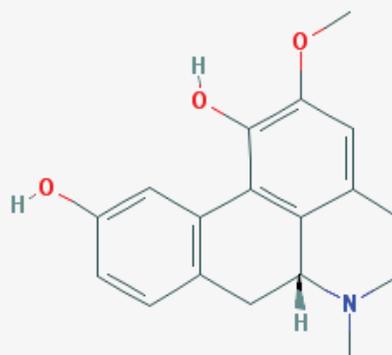
Finalmente Rejón (*opcit*) hace mención de una moderada actividad analgésica y antiinflamatoria de annomontina.

Apoglaziovine

La apoglaziovina es un alcaloide que se encuentra en tallos de *A. purpurea*, ha sido aislado y reportado por Chang *et al* (1998; 2000).

Aunque en general existen pocos estudios al respecto, por lo que no es posible afirmar a priori que este alcaloide no posea actividad, Harborne, Baxter & Moss (1982) tienen el único reporte hallado respecto a actividad de la Apoglaziovine, y este indica que realizaron diversos ensayos, determinando que carece de actividad antifúngica, antipatogenos y antiinflamatoria.

APOGLAZIOVINE		
Fórmula	C ₁₈ H ₁₉ NO ₃	
Peso Molecular	297.354 g/mol	
% Masa	C	73%
	H	6%
	N	5%
	O	16%
Registro CAS	2128-77-0	
Registro InChI	InChI=1S/C18H19NO3/c1-19-6-5-11-8-15(22-2)18(21)17-13-9-12(20)4-3-10(13)7-14(19)16(11)17/h3-4,8-9,14,20-21H,5-7H2,1-2H3/t14-/m1/s1	
P _{fusión}	No reportado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Aporfínicos – Bencilisoquinolínicos	
Nombre IUPAC	(6aR)-2-methoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinoline-1,10-diol	



Nombre Tradicional	4,5,14,15,16-pentamethoxy-10-azatetracyclo[7.7.1.0 ² ,7.0 ¹³ ,17]heptadeca-1(16),2,4,6,9,11,13(17),14-octaen-8-one
Sinónimos	(-)-Apoglaziovine 2128-77-0 AC1L9CDE CHEBI:77

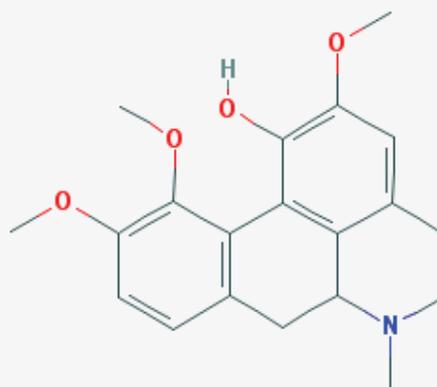
Recuperado de HMDB (<http://www.hmdb.ca/metabolites/HMDB33522>)

Corydine

Se denomina corydine (corydina) a un alcaloide aporfínico que ha sido reportado en la familia de las anonáceas, específicamente *A. purpurea* () y *Croton macrobothrys*, una euphorbiácea (Motta *et al*, 2011)

Este metabolito secundario presenta notable actividad antitumoral, Motta opcit comenta que se evaluaron extractos de hoja de sangre de dragón (*C. macrobothrys*), en varios disolventes orgánicos, contra el crecimiento de distintas líneas tumorales; de dichos extractos, el de clorometano, a una concentración de 25 µg/mL exhibió importante actividad antiproliferativa contra las líneas celulares: 786-0 (riñón), HT-29 (colon), K562 (leucemia), NCI-ADR/RES (ovario), NCI-H460 (pulmón), MCF-7 (seno), PC-3 (próstata), OVCAR-3 (ovario), U251 (glioma) y UACC-62 (melanoma). Al realizar el análisis cromatográfico-espectroscópico del mismo, se reveló que los responsables de dicha actividad fueron los alcaloides corydina y salutaridina. Además, Kondo *et al* (1990) reportan que corydina, glaucina y dicentrina presentan actividad inhibitoria del crecimiento, en células cancerígenas de ratón: leucemia (P388 y L1210), melanoma (B16), cáncer de hígado (MBC2), colon (Colon 26).

CORYDINE		
Fórmula	C ₂₀ H ₂₃ NO ₄	
Peso Molecular	341.407 g/mol	
% Masa	C	
	H	
	N	
	O	
Registro CAS	2505-56-8	
Registro InChI	InChI=1S/C20H23NO4/c1-21-8-7-12-10-15(24-3)19(22)18-16(12)13(21)9-11-5-6-14(23-2)20(25-4)17(11)18/h5-6,10,13,22H,7-9H2,1-4H3	
P _{fusión}	No determinado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Aporfínicos – Bencilisoquinolínicos	
Nombre IUPAC	2,10,11-trimethoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinoline-1-ol	
Nombre Tradicional	<ul style="list-style-type: none"> • (6Ars)-5,6,6a,7-tetrahydro-2,10,11-trimethoxy-6-methyl-4H-dibenzo(de,g)quinolin-1-ol 	
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • 4H-Dibenzo(de,g)quinolin-1-ol, 5,6,6a,7-tetrahydro-2,10,11-trimethoxy-6-methyl- • 2,10,11-Trimethoxy-6a.alpha.-aporphin-1-ol • 6a.alpha.-Aporphin-1-ol, 2,10,11-trimethoxy- • 1-Hydroxy-2,10,11-trimethoxy-6a.alpha.-aporphine • (+)-(S)-Corydine • Corytuberine methyl ether 	



- O(11)-Methylcorytuberine
- ChEMBL2002847

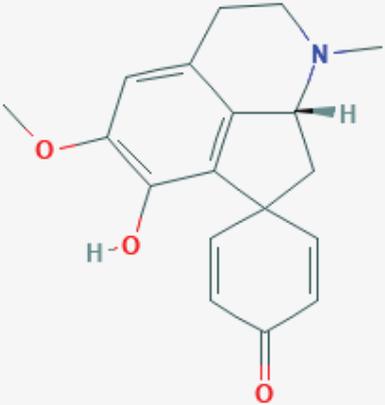
Recuperado de PubChem (<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/111119>)

Glaziovine

La glaziovina (glaziovine) es un alcaloide aislado originalmente de *Ocotea glaziovii* (Lauraceae), pertenece a la familia de los alcaloides proaporfínicos (Gilbert *et al*, 1964).

La principal actividad biológica reportada para glaziovina es la de relajante – tranquilizante y ansiolítico. Ha sido comercializada con el nombre Suavedol® por la farmacéutica Simes S.p.A., Milano. (Pérez, Sáez & Cassels, 2005); además tiene propiedades anti-ulcerosas, en humanos (Galeone *et al*, 1981). Por lo anterior, ha sido incluida en la lista de los 60 alcaloides de mayor importancia farmacológica. (Cordell, Quinn-Beattie & Farnsworth, 2001).

GLAZIOVINE		
Fórmula	C ₁₈ H ₁₉ NO ₃	
Peso Molecular	385.46 g/mol	
% Masa	C	73%
	H	6%
	N	5%
	O	16%
Registro CAS	6808-72-6	
Registro InChI	InChI=1S/C18H19NO3/c1-19-8-5-11-9-14(22-2)17(21)16-15(11)13(19)10-18(16)6-3-12(20)4-7-18/h3-4,6-	



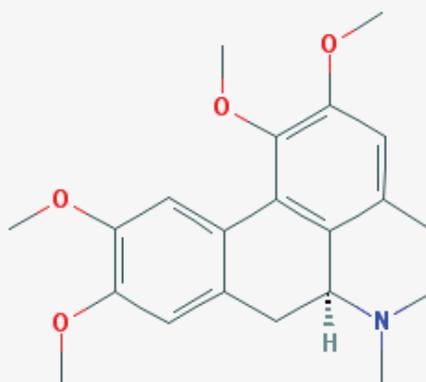
	7,9,13,21H,5,8,10H2,1-2H3/t13-/m1/s1
P _{fusión}	No determinado
P _{ebullición}	No determinado
Tipo	Alcaloide
Clase	Aporfínicos – Bencilisoquinolínicos
Nombre IUPAC	(?)-N-Methylcrotsparine
Nombre Tradicional	(4'R)-11'-HYDROXY-10'-METHOXY-5'-METHYL-5'-AZASPIRO[CYCLOHEXANE-1,2'-TRICYCLO[6.3.1.0?,(1)(2)]DODECANE]-1'(12'),2,5,8',10'-PENTAEN-4-ONE
Sinónimos	AC1L9CHE 6808-72-6 CHEBI:5376 ZINC28824877 PL005373

Recuperado de PubChem (<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/442245>)

Glaucine

La glaucina es un alcaloide aporfínico que presenta diversas actividades biológicas, entre las que destacan: acción hipotensiva (Todorov & Zamfirova, 1991); Kondo *et al* (1990) demostraron la actividad inhibitoria de la glaucina frente a numerosas líneas celulares de cáncer en ratones: leucemia (P388 y L1210), melanoma (B16), cáncer de hígado (MBC2), y colon (Colon 26); Adrenérgica (De las Heras *et al* 1990); alucinógena (Rovinskiĭ, 1989); antitusivo (Nosalova *et al*, 1989); así como anticonvulsiva, neuroléptica y antinociceptiva (Zetler, 1988)

GLAUCINE		
Fórmula	C ₂₁ H ₂₅ NO ₄	
Peso Molecular	355.434 g/mol	
% Masa	C	71%
	H	7%
	N	4%
	O	18%
Registro CAS	475-81-0	
Registro InChI	InChI=1S/C21H25NO4/c1-22-7-6-12-9-18(25-4)21(26-5)20-14-11-17(24-3)16(23-2)10-13(14)8-15(22)19(12)20/h9-11,15H,6-8H2,1-5H3/t15-/m0/s1	
P _{fusión}	No determinado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Aporfínicos – Bencilisoquinolínicos	
Nombre IUPAC	(6aS)-1,2,9,10-tetramethoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinoline	
Nombre Tradicional	1,2,9,10-Tetramethoxy-6a- α -aporphine	
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • Bromcholitín • (S)-5,6,6a7-Tetrahydro-1,2,9,10-tetramethoxy-6-methyl-4H-dibenzo(de,g)quinoline • 6a-α-APORPHINE, 1,2,9,10-TETRAMETHOXY- • (6aS)-1,2,9,10-tetramethoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinoline • (S)-5,6,6a,7-Tetrahydro-1,2,9,10-tetramethoxy-6-methyl-4H-dibenzo(de,g)quinoline 	



	<ul style="list-style-type: none"> • 4H-Dibenzo(de,g)quinoline, 5,6,6a,7-tetrahydro-1,2,9,10-tetramethoxy-6-methyl-, (S)- • Boldinedimethylether • Tusidil (TN)
--	--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------

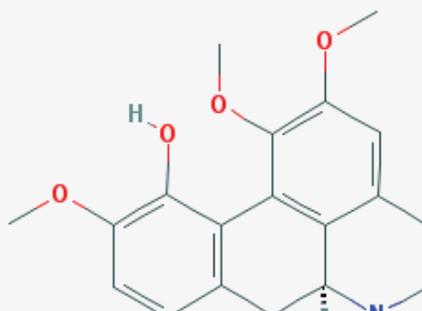
Recuperado de PubChem (<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Glaucine>)

Iso-corydine

La iso-corydina es un alcaloide que se ha extraído de *A. cherimoia* y *A. purpurea* (Fam. annonaceae), además de *Peumus boldus* (Fam. monimiaceae); este alcaloide pertenece a la familia de las aporfinas. (HMDB, 2005)

La principal actividad biológica reportada para la isocorydina, es la de relajante muscular y antiespasmódico (Barbosa-Filho *et al*, 2006) reporta resultados experimentales sobre oviducto de ratón, al que se le suministró isocorydina a una concentración de $300 \mu\text{mol.l}^{-1}$, observando un descenso significativo en las contracciones y la tensión de la capa muscular de dicha región. Además, se ha observado un marcado antagonismo de isocorydina frente a acetilcolina, disminuyendo e incluso deteniendo por completo la contracción muscular espasmódica –inducida por acetilcolina- en tractos biliares de cerdos de Guinea (Hedge *et al*, 2010).

ISO-CORYDINE		
Fórmula	C ₂₀ H ₂₃ NO ₄	
Peso Molecular	385.46 g/mol	
% Masa	C	70%
	H	7%
	N	14%
	O	19%



Registro CAS	475-67-2	
Registro InChI	InChI=1S/C20H23NO4/c1-21-8-7-12-10-15(24-3)20(25-4)18-16(12)13(21)9-11-5-6-14(23-2)19(22)17(11)18/h5-6,10,13,22H,7-9H2,1-4H3/t13-/m0/s1	
P _{fusión}	No determinado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Aporfínicos	
Nombre IUPAC	(6aS)-1,2,10-trimethoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinoline-11-ol	
Nombre Tradicional	4H-Dibenzo(de,g)quinolin-11-ol, 5,6,6a,7-tetrahydro-1,2,10-trimethoxy-6-methyl-, (S)-	
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • Artabotrine • Uzokoridine • Luteanine (aporphine) • Aporphin-11-ol, 1,2,10-trimethoxy- • 6a-alpha-APORPHIN-11-OL, 1,2,10-TRIMETHOXY- • 1,2,10-Trimethoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinolin-11-ol • CHEBI:6000 • ChEMBL489525 	

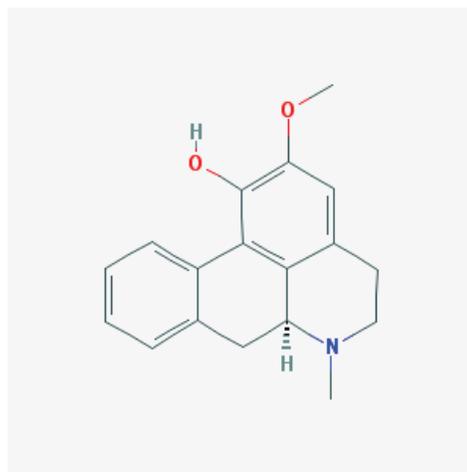
Recuperado de PubChem
(<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Isocorydine>)

Lirinidine.

De acuerdo con Guinaudeu (1994), La Lirinidina es un alcaloide aporfínico, fue mencionado como uno de los metabolitos especializados comúnmente hallados en *A. purpurea* por Chang *et al* (2000). Este alcaloide presenta actividad antagónica sobre receptores serotoninérgicos, por lo que numerosas especies vegetales que

contienen este alcaloide suelen utilizarse como parte de la medicina tradicional.
(Shoji *et al*, 1987)

LIRINIDINE		
Fórmula	C ₁₈ H ₁₉ NO ₂	
Peso Molecular	281.142 g/mol	
% Masa	C	77%
	H	7%
	N	5%
	O	11%
Registro CAS	54383-28-7	
Registro InChI	InChI=1S/C18H19NO2/c1-19-8-7-12-10-15(21-2)18(20)17-13-6-4-3-5-11(13)9-14(19)16(12)17/h3-6,10,14,20H,7-9H2,1-2H3/t14-/m0/s1	
P _{fusión}	No determinado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
bvClase	Aporfínicos – Bencilisoquinolínicos	
Nombre IUPAC	(6aS)-2-methoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinoline-1-ol	
Nombre Tradicional	4H-Dibenzo(de,g)quinolin-1-ol, 5,6,6a,7-tetrahydro-2-methoxy-6-methyl-, (S)-	
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • (9S)-15-METHOXY-10-METHYL-10-AZATETRACYCLO[7.7.1.0(2),?.0(1)(3),(1)?]HEPTADECAN-1(17),2,4,6,13,15-HEXAEN-16-OL • PL059099 • 54383-28-7 	

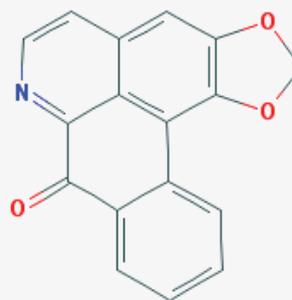


Recuperado de Pubchem (<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/31069>)

Liriodenine

La liriodenina es uno de los alcaloides más comunes entre las anonáceas, se encuentra en numerosas especies de los géneros *Annona* y *Polyalthia* (Xu *et al*, 1992; Castro-Moreno, 2012). Este metabolito tiene importancia farmacológica debido a los múltiples estudios que han arrojado evidencia sobre su actividad citotóxica frente a diversas líneas tumorales (Wu *et al*, 1990; Wu *et al*, 1989; Ruangrungsi *et al*, 1987); además de ser un agente antipatogénico: antifúngico y antibacterial (Clark *et al*, 1987; Rzedowski *et al*, 1985; Hufford *et al*, 1980)

LIRIODENINE		
Fórmula	C ₁₇ H ₉ NO ₃	
Peso Molecular	275.263 g/mol	
% Masa	C	74%
	H	3%
	N	5%
	O	17%
Registro CAS	475-75-2	
Registro InChI	InChI=1S/C17H9NO3/c19-16-11-4-2-1-3-10(11)14-13-9(5-6-18-15(13)16)7-12-17(14)21-8-20-12/h1-7H,8H2	
P _{fusión}	No determinado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Aporfínicos – Bencilisoquinolínicos	
Nombre IUPAC	8H-Benzo[g]-1,3-benzodioxolo[6,5,4-de]quinolin-8-one	
Nombre	Noraporphin-7-one, 4,5,6,6a-tetrahydro-1,2-(methylenedioxy)-	



Tradicional	
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • Oxoushinsunine • Micheline B • Spermatheridine • Oxoushinsunin • Spermatheridin • Ushinsunine, oxo- • Hiriodenine • 8H-[1,3]Benzodioxolo[6,5,4-de]benzo[g]quinolin-8-one # • 8H-Benzo(g)-1,3-benzodioxolo(6,5,4-de)quinolin-8-one (9CI) • 3,5-DIOXA-11-AZAPENTACYCLO[10.7.1.0(2),?.0?,(2)?0(1) ?,(1)?]ICOSA-1(20),2(6),7,9,11,14,16,18-OCTAEN-13-ONE

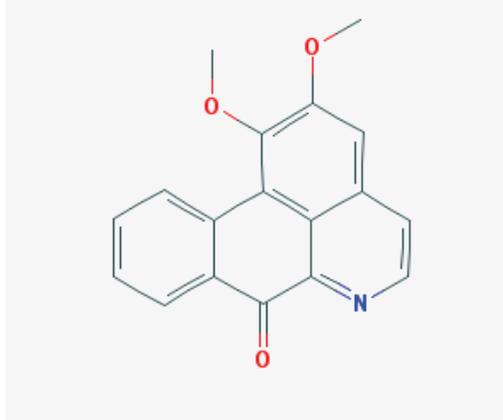
Recuperado de PubChem
(<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Liriodenine>)

Lysicamine.

La lysicamina, también conocida como oxonuciferina, es un alcaloide reportado para varias especies del género *annonia*; *A. cherimoia*, *A. glabra*, *A. macroprphyllata* y *A. purpurea* (Simeon *et al*, 1989; Chen, 1997; Chang *et al*, 2000). Además de *Atrabotrys maingayi*, *Enantia chlorantha*, *Goniothalamus amuyon*, *Guatteria multivenia*, *Oncodostigma monosperma*, *Piptostigma fugax*, *Trivalvaria macrophylla* y *Uvaria mocali*, todas pertenecientes a la familia Annonaceae (Aschenbach, 1994; Bou-Abdallah, 1989; Samir, 1989; Cortes, 1990; Saez, 1997; Fleischer, 1998; Zhang, 2002; Lan, 2003) y algunas especies de las familias Araceae, Aristolochiaceae, Lauraceae, Menispermaceae, Papaveraceae y Rhamnaceae (Katsui, 1966; Berthou, 1989; Lee *et al*, 1990; Yin *et al*, 1997 Chang *et al*, 2000).

Cordell (1992) reporta actividad antifúngica de Lysicamina y Liriodenina contra *Candida albicans* y *Cryptococcus neoformans*.

LYSICAMINE		
Fórmula	C ₁₈ H ₁₃ NO ₃	
Peso Molecular	291.306 g/mol	
% Masa	C	74%
	H	4%
	N	5%
	O	16%
Registro CAS	15444-20-9	
Registro InChI	InChI=1S/C18H13NO3/c1-21-13-9-10-7-8-19-16-14(10)15(18(13)22-2)11-5-3-4-6-12(11)17(16)20/h3-9H,1-2H3	
P _{fusión}	No determinado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Bencilisoquinolínicos	
Nombre IUPAC	1,2-Dimethoxy-7H-dibenzo(de,g)quinolin-7-one	
Nombre Tradicional	Noraporphin-7-one, 4,5,6,6a-tetrahydro-1,2-dimethoxy-	
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • oxonuciferine • (+)-ushinsunine-beta-N-oxide • 1,2-Dimethoxy-7H-dibenzo[de,g]quinolin-7-one # • 7H- 15,16-DIMETHOXY-10-AZATETRACYCLO[7.7.1.0(2),?.0(1)(3),(1)?]HEPTADECANA-1(16),2,4,6,9,11,13(17),14-OCTAEN-8-ONEDibenzo(de,g)quinolin-7-one, 1,2-dimethoxy- (9CI) • LS-97036 • PL047080 	



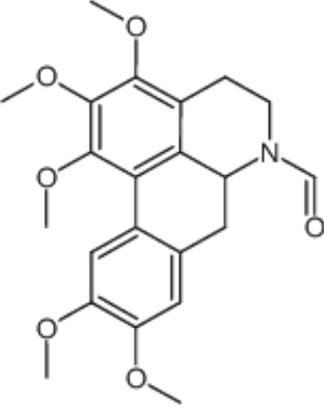
Recuperado de Pubchem (<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/31069>)

N-formyl purpureine

El alcaloide bencilisoquinolínico N-formyl purpureine fue reportado para *A. purpurea* por Chang (1998).

La principal actividad biológica estudiada en este alcaloide isoquinolínico, junto con la de otros comúnmente presentes en *A. purpurea*, es la anticoagulante, evitando la agregación de plaquetas en distintos ensayos *in vitro*. (Chang, Wei, Teng & Wu, 1998)

N-FORMYL PURPUREINE		
Fórmula	$C_{22}H_{25}NO_6$	
Peso Molecular	399.63 g/mol	
% Masa	C	66%
	H	6%
	N	4%
	O	24%
Registro CAS	959856-45-2	
Registro InChI	No determinado	
P _{fusión}	No determinado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Aporfínicos – Bencilisoquinolínicos	
Nombre IUPAC	1,2,3,9,10-pentamethoxy-6-methyl-N-formyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinoline	
Nombre Tradicional	N-formyl purpureine	



Sinónimos	No conocidos
-----------	--------------

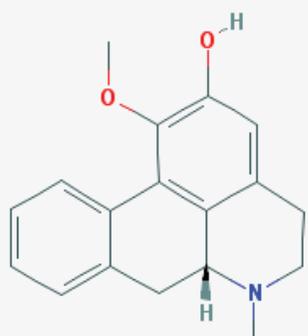
Recuperado de ChemSrc (http://www.chemsrc.com/en/SupplierProduct/959856-45-2_1242845.html)

N-methylasimilobine.

La N-metil asimilobina o Floribundina se encuentra en *A. cherimoia* y *Nelumbo nucifera* (HMD, 2005), además de *A. purpurea* (Chang *et al*, 2000). Se trata de un alcaloide de la familia de las aporfinas, que contiene el sistema heterocíclico dibenzo [de, g] quinolina.

El alcaloide N-metil asimilobina muestra una importante actividad inhibitoria sobre la enzima Acetilcolinesterasa (AChE); alcanzando una inhibición del 50% de AChE, a concentraciones de $1.5 \pm 0.2 \mu\text{g mL}^{-1}$, mientras que la concentración inhibitoria estándar -std IC(50)- de Physostigmine (el agente inhibitorio comercial) es $0.013 \pm 0.002 \mu\text{g mL}^{-1}$. La inhibición de AChE por N-metil asimilobina es reversible y no competitiva. (Yang *et al*, 2011). Además, de acuerdo con Li *et al* (2014), este alcaloide presenta actividad antihelmíntica sobre *Anisakis simplex* y *Hymenolepis nana*.

N-METIL ASIMILOBINA		
Fórmula	$\text{C}_{18}\text{H}_{19}\text{NO}_2$	
Peso Molecular	281.355 g/mol	
% Masa	C	77%
	H	7%
	N	5%
	O	11%
Registro CAS	3153-55-7	



Registro InChI	InChI=1S/C18H19NO2/c1-19-8-7-12-10-15(20)18(21-2)17-13-6-4-3-5-11(13)9-14(19)16(12)17/h3-6,10,14,20H,7-9H2,1-2H3/t14-/m1/s1
P _{fusión}	No determinado
P _{ebullición}	No determinado
Tipo	Alcaloide
Clase	Aporfínicos – Bencilisoquinolínicos
Nombre IUPAC	(6aR)-1-methoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinoline-2-ol
Nombre Tradicional	4H-Dibenzo(de,g)quinolin-2-ol, 5,6,6a,7-tetrahydro-1-methoxy-6-methyl-, (R)-
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • O-Nornuciferine • (-)-Nornuciferine • Floribundine • (R)-1-Methoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinolin-2-ol • (9R)-16-METHOXY-10-METHYL-10-AZATETRACYCLO[7.7.1.0(2),?0(1)(3),(1)?]HEPTADECAL-1(16),2,4,6,13(17),14-HEXAEN-15-OL • 6a-beta-Aporphin-2-ol, 1-methoxy- • ChEMBL2316499

Recuperado de Pubchem (<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/N-Methylasimilobine>)

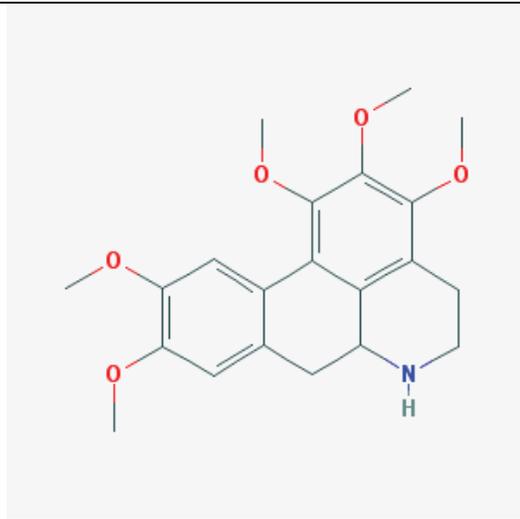
Norpurpureine

La norpurpureina fue reportada para *A. purpurea*, junto con otro alcaloide muy similar, la thalicsimidina, por Saxton (1974).

En un estudio de citotoxicidad alcaloidal, frente a las líneas de células tumorales B16-F10 (melanoma en ratones), HepG2 (carcinoma hepatocelular humano), K562 (leucemia mielocítica crónica humana) y HL-60 (leucemia

promielocítica humana), así como las células no tumorales mononucleares de la sangre (PBMCs), Menezes *et al* (2106) probaron, in vitro, la actividad de dieciocho alcaloides. Lanuginosine, (+)-xylopine, norpurpureine y (+)-norglaucine presentaron la actividad citotóxica más importante.

NORPURPUREINE		
Fórmula	C ₂₁ H ₂₅ NO ₅	
Peso Molecular	371.433 g/mol	
% Masa	C	68%
	H	7%
	N	4%
	O	22%
Registro CAS	34272-09-8	
Registro InChI	InChI=1S/C21H25NO5/c1-23-15-9-11-8-14-17-12(6-7-22-14)19(25-3)21(27-5)20(26-4)18(17)13(11)10-16(15)24-2/h9-10,14,22H,6-8H2,1-5H3	
P _{fusión}	No determinado	
P _{ebullición}		
Tipo	Alcaloide	
Clase	Aporfínicos – Bencilisoquinolínicos	
Nombre IUPAC	1,2,3,9,10-pentamethoxy-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinoline	
Nombre Tradicional	4,5,14,15,16-PENTAMETHOXY-10-AZATETRACYCLO[7.7.1.0(2),?.0(1)(3),(1)?]HEPTADECAL-1(16),2(7),3,5,13(17),14-HEXAENE	
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • Northalicsimidine • 4H-Dibenzo(de,g)quinoline, 5,6,6a,7-tetrahydro-1,2,3,9,10-penta 	



	methoxy-, (S)- <ul style="list-style-type: none"> • NSC 141546 • AC1Q58AW
--	------------------------------------------------------------------------------------------------------

Recuperado de PubChem (<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/98472>)

O-Nornuciferina

La O-Nornuciferina es un alcaloide de tipo Nor-aporfínico reportado en hojas de *Nymphaea alba* y *Nymphaea caerulea* cuya actividad sedante y alucinógena es conocida desde la antigüedad. (del Casal Aretxabaleta, 2001).

Además, de acuerdo con Torres et al (2007), se encuentra presente en la corteza de ejemplares adultos de *Rollinia pittieri* -perteneciente a la familia Annonaceae. Presenta actividad antioxidante, actuando como un potente captor de radicales libres.

Sinonimia: N-metil Asimilobina (ver cuadro); (-)-Nornuciferine; Floribundine

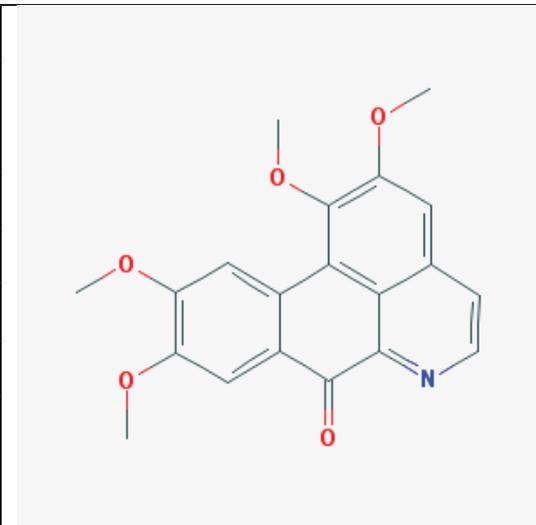
Oxoglaucine

La oxoglaucina es un alcaloide perteneciente a la familia de las bencilisoquinolinas (oxoaporfina); estas moléculas son compuestos orgánicos que contienen un benceno fusionado a un sistema de anillos de quinolína. Se encuentra en *A. purpurea*. (HMD, 2005)

La actividad inmunofarmacológica de la oxoglaucina fue analizada en pruebas clínicas en ratones por Ivanovska, Philipov y Georgieva (1974), quienes observaron la propiedad de este alcaloide para modificar los mecanismos de respuesta inmune de las células T y B. La oxoglaucina inhibió la proliferación de linfocitos y detuvo la respuesta inmune a la presencia de células rojas de cordero. Además, en un experimento posterior, facilitó la infección de ratones por la bacteria *Klebsiella pneumoniae*.

Además, Cornell (1992) reportó que la oxoglaucina, en si misma, no presenta actividad fungicida, sin embargo el metioduro de oxoglaucina sí, causando una importante inhibición del crecimiento de *Candida Albicans*.

OXOGLAUCINE		
Fórmula	C ₂₀ H ₁₇ NO ₅	
Peso Molecular	351.358 g/mol	
% Masa	C	68%
	H	5%
	N	4%
	O	23%
Registro CAS	5574-24-3	
Registro InChI	InChI=1S/C20H17NO5/c1-23-13-8-11-12(9-14(13)24-2)19(22)18-16-10(5-6-21-18)7-15(25-3)20(26-4)17(11)16/h5-9H,1-4H3	
P _{fusión}	227 - 229 °C	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Isoquinolínicos – Bencilisoquinolínicos	
Nombre IUPAC	7H-Dibenzo[de,g]quinolin-7-one, 1,2,9,10-tetramethoxy-	
Nombre Tradicional	Noraporphin-7-one, 4,5,6,6a-tetrahydro-1,2,9,10-tetramethoxy-	
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • O-Methylatheroline • 1,2,9,10-Tetramethoxy-7H-dibenzo[de,g]quinolin-7-one # • 7H-Dibenzo[de, 1,2,9,10-tetramethoxy- • 4,5,15,16-TETRAMETHOXY-10-AZATETRACYCLO[7.7.1.0(2),?.0(1)(3),(1)?]HEPTADECA-1(16),2(7),3,5,9,11,13(17),14-OCTAEN-8-ONE • ChEMBL470881 	



• PL059518

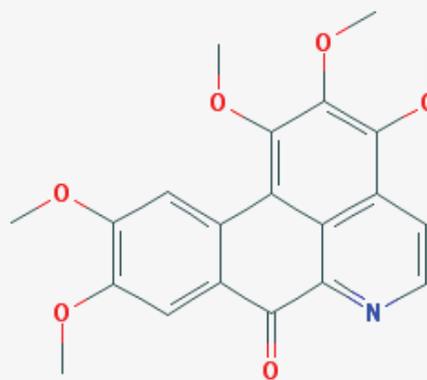
Recuperado de PubChem
(<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Oxoglucine>)

Oxopurpureine

La oxopurpureína es un alcaloide bencilisoquinolínico reportado para *A. purpurea* por diversos investigadores (Leboeuf et al, 1982; Chang et al, 1998; Chang et al, 2000).

Este alcaloide presenta múltiples actividades biológicas, Puvadendran et al (2008), reportan una importante actividad antifúngica y antioxidante; Se le considera un alcaloide con propiedades anticoagulantes (Chang et al, 1998); además de esto, Sonnet & Jacobson (1972) reportaron una importante actividad inhibidora de ciertas líneas de células tumorales de roedor y humanas.

OXOPURPUREINE		
Fórmula	C ₂₁ H ₁₉ NO ₆	
Peso Molecular	381.378 g/mol	
% Masa	C	66%
	H	5%
	N	4%
	O	25%
Registro CAS	32845-27-5	
Registro InChI	InChI=1S/C21H19NO6/c1-24-13-8-11-12(9-14(13)25-2)18(23)17-15-10(6-7-22-17)19(26-3)21(28-5)20(27-4)16(11)15/h6-9H,1-5H3	
P _{fusión}	198 - 202 °C	
P _{ebullición}	No determinado	



Tipo	Alcaloide
Clase	Aporfínicos – Bencilisoquinolínicos
Nombre IUPAC	4,5,14,15,16-pentamethoxy-10-azatetracyclo[7.7.1.0 ^{2,7} .0 ^{13,17}]heptadeca-1(16),2,4,6,9,11,13(17),14-octaen-8-one
Nombre Tradicional	4,5,14,15,16-pentamethoxy-10-azatetracyclo[7.7.1.0 ^{2,7} .0 ^{13,17}]heptadeca-1(16),2,4,6,9,11,13(17),14-octaen-8-one
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • 1,2,3,9,10-Pentamethoxy-7H-dibenzo[de,g]quinolin-7-one, 9ci • 1,2,3,9,10-Pentamethoxyoxoaporphine

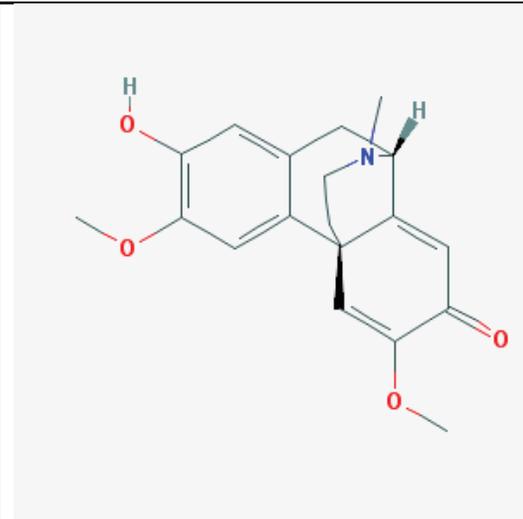
Recuperado de PubChem
(<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/oxopurpleine>)

Pallidine

La pallidina es un alcaloide con estructura derivada de la morfinandienona, atípica entre las aporfinas que comúnmente se encuentran en la familia de las anonáceas, se le considera un compuesto derivado de β-Fenil-etilamina (Bentley, 1992) fue reportado para *A. purpurea* por Chang *et al* (2000).

Se le considera un alcaloide con importante actividad farmacológica, componente esencial de múltiples tinturas e infusiones de la medicina tradicional China, Cheng, Wang, Jiang & Yang (2008) reportan una fuerte actividad inhibidora de la topoisomerasa del DNA (humana), por parte de este metabolito.

PALLIDINE		
Fórmula	C ₁₉ H ₂₁ NO ₄	
Peso Molecular	327.38 g/mol	
% Masa	C	70%
	H	6%
	N	4%
	O	20%
Registro CAS	25650-75-3	
Registro InChI	InChI=1S/C19H21NO4/c1-20-5-4-19-10-18(24-3)16(22)8-13(19)14(20)6-11-7-15(21)17(23-2)9-12(11)19/h7-10,14,21H,4-6H2,1-3H3/t14-,19-/m1/s1	
P _{fusión}	No reportado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Morfinandienínicos	
Nombre IUPAC	(9α,13α)-2-Hydroxy-3,6-dimethoxy-17-methyl-5,6,8,14-tetrahydromorphinan-7-one	
Nombre Tradicional	Morphinan-7-one, 5,6,8,14-tetrahydro-2-hydroxy-3,6-dimethoxy-17-methyl-, (9α,13α)-	
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • Corydalis • 9α,13α)-2-Hydroxy-3,6-dimethoxy-17-methyl-5,6,8,14-tetrahydromorphinan-7-on • (9α,13α)-2-Hydroxy-3,6-diméthoxy-17-méthyl-5,6,8,14-tétradéhydromorphinane-7-one 	



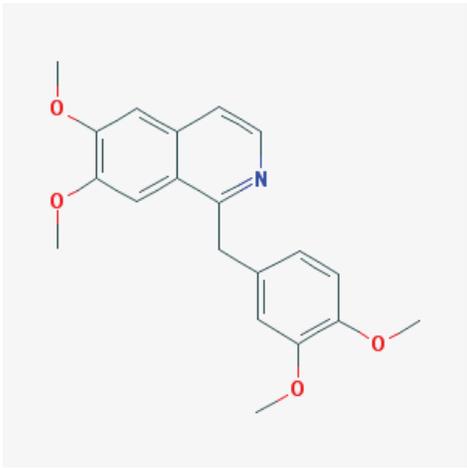
Recuperado de Chemspider (<http://www.chemspider.com/Chemical-Structure.16738259.html>)

Papaverina

La papaverina es un compuesto sólido –a temperatura ambiente. Se presenta como un sólido cristalino cuya estructura varía según el método de extracción, normalmente en forma de un fino polvo blanquecino (Lewis, 2007); prismas ortorómbicos triboluminiscentes –en extracción de alcohol 1:1 Éter. (O’Neil, 2006); Prismas translúcidos –en alcohol 1:1 éter dietílico, o agujas –en éter de petróleo. (Haynes, 2011).

Existen numerosas referencias a los notables efectos de la papaverina como agente relajante de músculo liso, por lo que se han desarrollado diversos tratamientos antiespasmódicos basados en este metabolito especializado (Inatomi, Takayanagi & Takagi, 1974; Gracia-Milián, Martínez-Torres & Morón-Rodríguez, 2001 ; Hani, 2013). A nivel bioquímico, la papaverina actúa como un potente inhibidor de la Fosfodiesterasa, además de favorecer el incremento de AMP en el interior de miocitos de músculo liso (Takayanagi *et al*, 1972).

PAPAVERINA		
Fórmula	C ₂₀ H ₂₁ NO ₄	
Peso Molecular	339.391 g/mol	
% Masa	C	71%
	H	6%
	N	4%
	O	19%
Registro CAS	58-74-2 (ECHA) 61-25-6 (HMD)	
Registro InChI	InChI=1S/C20H21NO4/c1-22-17-6-5-13(10-18(17)23-2)9-16-15-12-20(25-4)19(24-3)11-14(15)7-8-21-16/h5-8,10-12H,9H2,1-4H3	
P _{fusión}	No determinado	



The image shows the chemical structure of Papaverine, which consists of a piperazine ring system fused to a benzene ring, with a methoxy group attached to the benzene ring. A methylene bridge connects the piperazine ring to another benzene ring, which also has two methoxy groups attached.

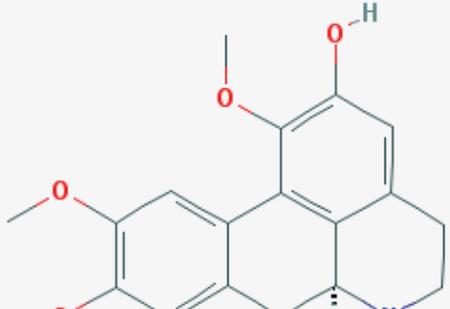
Pebullición	Sublima a 135 °C
Tipo	Alcaloide
Clase	Aporfínicos – Bencilisoquinolínicos
Nombre IUPAC	1-[(3,4-dimethoxyphenyl)methyl]-6,7-dimethoxyisoquinoline
Nombre Tradicional	1-(3,4-Dimethoxybenzyl)-6,7-dimethoxyisoquinoline
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • 6,7-Dimethoxy-1-veratrylisoquinoline • Papaverine/Papaverin/Papanerine • NSC 136630 • UNII-DAA13NKG2Q • Papacon • ChEMBL19224

Recuperado de PubChem
(<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/papaverine>)

Predicentrine

La aporfina predicentrine es uno de los alcaloides comunes en *A. purpurea*, este compuesto presenta actividad antiplasmodial, específicamente frente a *Plasmodium falciparum* (Nguyen et al, 2008)

PREDICENTRINE		
Fórmula	C ₂₀ H ₁₇ NO ₅	
Peso Molecular	351.358 g/mol	
% Masa	C	68%
	H	5%
	N	4%
	O	23%



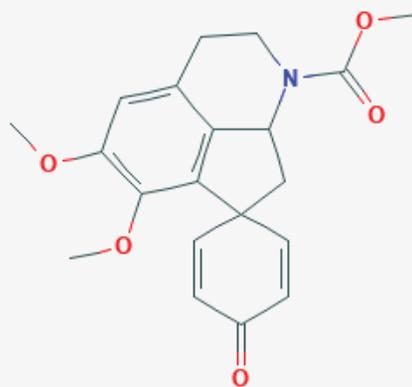
Registro CAS	517-17-7	
Registro InChI	InChI=1S/C20H23NO4/c1-21-6-5-11-8-15(22)20(25-4)19-13-10-17(24-3)16(23-2)9-12(13)7-14(21)18(11)19/h8-10,14,22H,5-7H2,1-4H3/t14-/m0/s1	
P _{fusión}	No reportado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Proaporfínas – Isoquinolínicos	
Nombre IUPAC	(6aS)-1,9,10-trimethoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinoline-2-ol	
Nombre Tradicional	(S)-1,9,10-trimethoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinolin-2-ol	
Sinónimos	(+)-Predicentrine CHEMBL404136 BDBM50202325	

Recuperado de Pubchem
(<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Predicentrine>)

Promucosine

La promucosine es un alcaloide perteneciente a la familia de las isoquinolinas. Fue reportado por Chang, et al (2000) en extractos metanólicos (MeOH) de tallos de *A. purpurea* y por Zuo et al (2004), en *Rollinia mucosa*

PROMUCOSINE		
Fórmula	C ₂₀ H ₂₁ NO ₅	
Peso Molecular	355.39 g/mol	
% Masa	C	68%
	H	6%
	N	4%
	O	23%
Registro CAS	275355-87-8	
Registro InChI	InChI=1S/C20H21NO5/c1-24-15-10-12-6-9-21(19(23)26-3)14-11-20(7-4-13(22)5-8-20)17(16(12)14)18(15)25-2/h4-5,7-8,10,14H,6,9,11H2,1-3H3	
P _{fusión}	125 – 127 °C	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Proaporfínas – Isoquinolínicos	
Nombre IUPAC	methyl 10',11'-dimethoxy-4-oxo-5'-azaspiro[cyclohexane-1,2'-tricyclo[6.3.1.0 ^{4,12}]dodecane]-1'(12'),2,5,8',10'-pentaene-5'-carboxylate	
Nombre Tradicional	methyl 10',11'-dimethoxy-4-oxo-5'-azaspiro[cyclohexane-1,2'-tricyclo[6.3.1.0 ^{4,12}]dodecane]-1'(12'),2,5,8',10'-pentaene-5'-carboxylate	
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • HMDB35438 • PbCh23244604 	



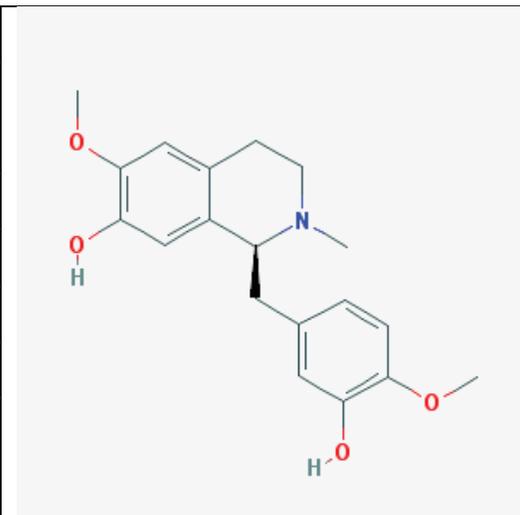
Recuperado de HMDB (<http://www.hmdb.ca/metabolites/HMDB35438>)

Reticuline

La reticulina es un alcaloide presente en gran variedad de plantas, entre ellas, es muy común entre las anonáceas. Chang *et al* (2000) reporta su presencia en *A. purpurea*.

Este alcaloide ha sido muy estudiado, en primer lugar, debido a que se trata de un intermediario clave en la vía biosintética de la morfina. (Martin, Warren & Rapoport, 1967).

RETICULINE		
Fórmula	C ₁₉ H ₂₃ NO ₄	
Peso Molecular	329.39 g/mol	
% Masa	C	
	H	
	N	
	O	
Registro CAS	485-19-8	
Registro InChI	InChI=1S/C19H23NO4/c1-20-7-6-13-10-19(24-3)17(22)11-14(13)15(20)8-12-4-5-18(23-2)16(21)9-12/h4-5,9-11,15,21-22H,6-8H2,1-3H3/t15-/m0/s1	
P _{fusión}	No determinado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Bencillisoquinolínicos	
Nombre IUPAC	(1S)-1-[(3-hydroxy-4-methoxyphenyl)methyl]-6-methoxy-2-methyl-3,4-dihydro-1H-isoquinolin-7-ol	
Nombre	7-Isoquinolinol,1,2,3,4-tetrahydro-1-[(3-hydroxy-4-	



Tradicional	methoxyphenyl)methyl]-6-methoxy-2-methyl-,(1S)-
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • (S)-1,2,3,4-Tetrahydro-1-((3-hydroxy-4-methoxyphenyl)methyl)-6-methoxy-2-methylisoquinolin-7-ol • 7-Isoquinolinol, 1,2,3,4-tetrahydro-1-((3-hydroxy-4-methoxyphenyl)methyl)-6-methoxy-2-methyl-,(S)- • CHEBI:16718

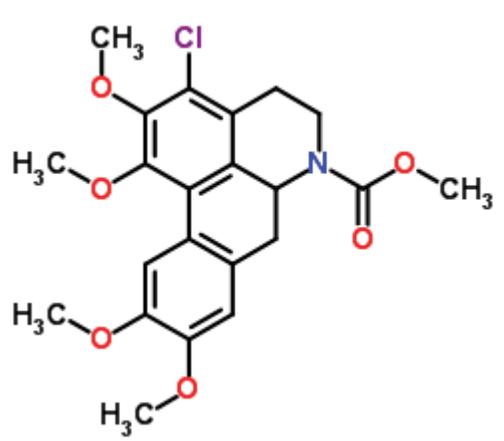
Recuperado de PubChem (<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/439653>)

Romucosine F

Este alcaloide –junto con otros dos: Promucosine y Romucosine G, fueron reportados en extractos de tallo de *A. purpurea* por Chang *et al* (2000).

Se han identificado al menos ocho isómeros de romucosine (A, B, C, D, E, F, G & I), todos ellos en forma de un polvo amorfo de color marrón oscuro (Kuo *et al*, 2001; 2004) y con propiedades anticoagulantes, ya que evitan la agregación de plaquetas (Knölker, 2015).

ROMUCOSINE F		
Fórmula	C ₂₂ H ₂₄ ClNO ₆	
Peso Molecular	433.88 g/mol	
% Masa	C	61%
	H	6%
	N	3%
	O	22%
	Cl	8%
Registro	275355-89-0	



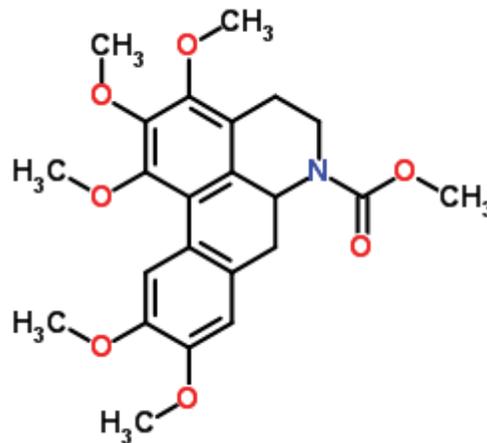
CAS	
Registro InChI	InChI=1S/C19H17NO4/c1-22-19(21)20-7-6-12-9-15-18(24-10-23-15)17-13-5-3-2-4-11(13)8-14(20)16(12)17/h2-5,9,14H,6-8,10H2,1H3/t14-/m1/s1
P _{fusión}	
P _{ebullición}	563.3 °C
Tipo	Alcaloide
Clase	Isoquinolínicos
Nombre IUPAC	Methyl 3-chloro-1,2,9,10-tetramethoxy-4,5,6a,7-tetrahydro-6H-dibenzo[de,g]quinoline-6-carboxylate
Nombre Tradicional	6H-Dibenzo[de,g]quinoline-6-carboxylic acid, 3-chloro-4,5,6a,7-tetrahydro-1,2,9,10-tetramethoxy-, methyl ester
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • 3-Chloro-1,2,9,10-tétraméthoxy-4,5,6a,7-tétrahydro-6H-dibenzo[de,g]quinoléine-6-carboxylate de méthyle • 6H-Dibenzo[de,g]quinoline-6-carboxylic acid, 3-chloro-4,5,6a,7-tetrahydro-1,2,9,10-tetramethoxy-, methyl ester • Methyl-3-chlor-1,2,9,10-tetramethoxy-4,5,6a,7-tetrahydro-6H-dibenzo[de,g]chinolin-6-carboxylat • 181718-71-8

Recuperado de PubChem (<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/10734687>)

Romucosine G

La romucosine G es un alcaloide reportado por Chang *et al* (2000) en tallos de *A. purpurea*; también se le ha aislado a partir de extractos metanólicos de *A. glabra* (Kanarek & Homoleski, 2000) y *Rollinia mucosa* (Kuo *et al*, 2006), todas pertenecientes a la familia de las anonáceas. Presenta actividad anticoagulante (*ver romucosine F*).

ROMUCOSINE G		
Fórmula	C ₂₃ H ₂₇ NO ₇	
Peso Molecular	325.3585 g/mol	
% Masa	C	64%
	H	6%
	N	3%
	O	26%
Registro CAS	275355-90-3	
Registro InChI	InChI=1S/C19H19NO4/c1-23-18-15(21)10-12-7-8-20(19(22)24-2)14-9-11-5-3-4-6-13(11)17(18)16(12)14/h3-6,10,14,21H,7-9H2,1-2H3	
P _{fusión}	No determinado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Isoquinolínas	
Nombre IUPAC	methyl 15-hydroxy-16-methoxy-10-azatetracyclo[7.7.1.0 ^{2,7} .0 ^{13,17}]heptadeca-1(17),2(7),3,5,13,15-hexaene-10-carboxylate	
Nombre Tradicional	methyl 15-hydroxy-16-methoxy-10-azatetracyclo[7.7.1.0 ^{2,7} .0 ^{13,17}]heptadeca-1(17),2(7),3,5,13,15-hexaene-10-carboxylate	
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> methyl 15-hydroxy-16-methoxy-10-azatetracyclo[7.7.1.0^{2,7}.0^{13,17}]heptadeca-1(17),2(7),3,5,13,15-hexaene-10-carboxylate 	

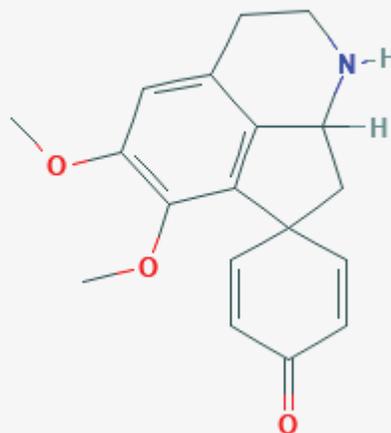


Recuperado de HMDB (<http://www.hmdb.ca/metabolites/HMDB36987>)

Stepharine

La stepharina es un alcaloide aporfínico que se biosintetiza en diversas plantas, en especial en los géneros *Abuta*, *Caryomene* y *Annona* (Pelletier, 2012)

STHEPARINE		
Fórmula	$C_{18}H_{19}NO_3$	
Peso Molecular	297.354 g/mol	
% Masa	C	73%
	H	6%
	N	5%
	O	16%
Registro CAS	2810-21-1	
Registro InChI	InChI=1S/C18H19NO3/c1-21-14-9-11-5-8-19-13-10-18(6-3-12(20)4-7-18)16(15(11)13)17(14)22-2/h3-4,6-7,9,13,19H,5,8,10H2,1-2H3	
P _{fusión}	No determinado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Isoquinolínicos	
Nombre IUPAC	5',6'-dimethoxy-2',3',8',8a'-tetrahydro-1'h,4h-spiro[cyclohexa-2,5-diene-1,7'-cyclopenta[<i>ij</i>]isoquinolin]-4-one	
Nombre Tradicional	Spiro(2,5-cyclohexadiene-1,7'(1'H)-cyclopent(<i>ij</i>)isoquinolin)-4-one, 2',3',8',8'a-tetrahydro-5',6'-dimethoxy-, (R)- (9CI)	
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • Spiro[2,7'(1'H)-cyclopent[<i>ij</i>]isoquinolin]-4-one, 2',3',8',8'a-tetrahydro-5',6'-dimethoxy-, (R)- • Spiro(2,5-cyclohexadien-1,7'(1'H)-cyclopent(<i>ij</i>)isoquinolin)-4-one, 2',3',8',8'a-tetrahydro-5,6-dimethoxy-, (R)- • 10',11'-DIMETHOXY-5'-AZASPIRO[CYCLOHEXANE-1,2'-TRICYCLO[6.3.1.0?,(1)(2)]DODECANE]-1'(11'),2,5,8'(12'),9'-PENTAEN-4-ONE • ChEMBL1975436 	



• NSC135069

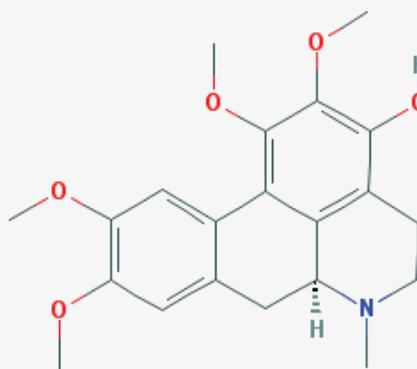
Recuperado de PubChem
(<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Stepharine>)

Thalbaicalidine

El compuesto Thalbaicalidine es un alcaloide bencilisoquinolínico reportado para *A. purpurea* por Chang (1998).

Se tienen reportes de la actividad anticoagulante de la thalbaicalidina, junto con otros cuatro alcaloides presentes en *A. purpurea*: glaucina, norpurpureina, oxopurpureina y oxoglaucina. (Chang *opcit*)

THALBAICALIDINE		
Fórmula	C ₂₁ H ₂₅ NO ₅	
Peso Molecular	371.433 g/mol	
% Masa	C	68%
	H	7%
	N	4%
	O	22%
Registro CAS	66186-95-6	
Registro InChI	InChI=1S/C21H25NO5/c1-22-7-6-12-17-14(22)8-11-9-15(24-2)16(25-3)10-13(11)18(17)20(26-4)21(27-5)19(12)23/h9-10,14,23H,6-8H2,1-5H3/t14-/m0/s1	
P _{fusión}	125 – 127 °C	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	



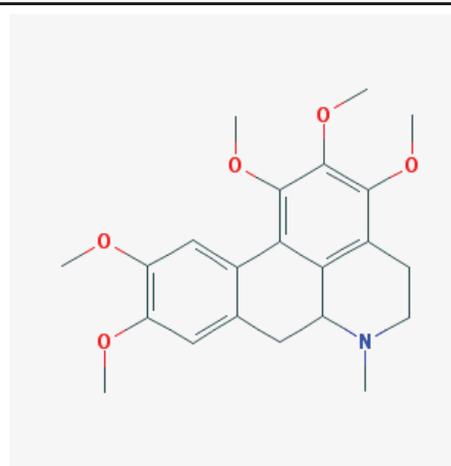
Clase	Bencilisoquinolínicos
Nombre IUPAC	(6aS)-1,2,9,10-tetramethoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinoline-3-ol
Nombre Tradicional	Thalbaicalidine
Sinónimos	• Thalbaicalidine

Recuperado de PubChem
(<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/100927112>)

Thalicsimidine

La thalicsimidina es un alcaloide aporfínico – bencilisoquinolínico que se ha encontrado en hojas de *Annona purpurea* (de Formosa) y presenta una potente actividad anticoagulante, evitando el agrupamiento de plaquetas (Chang *et al*, 1998)

THALICSIMIDINA		
Fórmula	C ₂₂ H ₂₇ NO ₅	
Peso Molecular	385.46 g/mol	
% Masa	C	69%
	H	7%
	N	4%
	O	21%
Registro CAS	19775-47-4	
Registro InChI	InChI=1S/C22H27NO5/c1-23-8-7-13-18-15(23)9-12-10-16(24-2)17(25-3)11-14(12)19(18)21(27-5)22(28-6)20(13)26-4/h10-11,15H,7-9H2,1-6H3	
P _{fusión}	No determinado	



Pebullición	No determinado
Tipo	Alcaloide
Clase	Aporfínicos – Bencilisoquinolínicos
Nombre IUPAC	1,2,3,9,10-pentamethoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo[de,g]quinoline
Nombre Tradicional	1,2,3,9,10-pentamethoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4h-dibenzo[de,g]quinoline
Sinónimos	<ul style="list-style-type: none"> • Purpurina • Purpureína • Thalicsimidin • NSC 141547

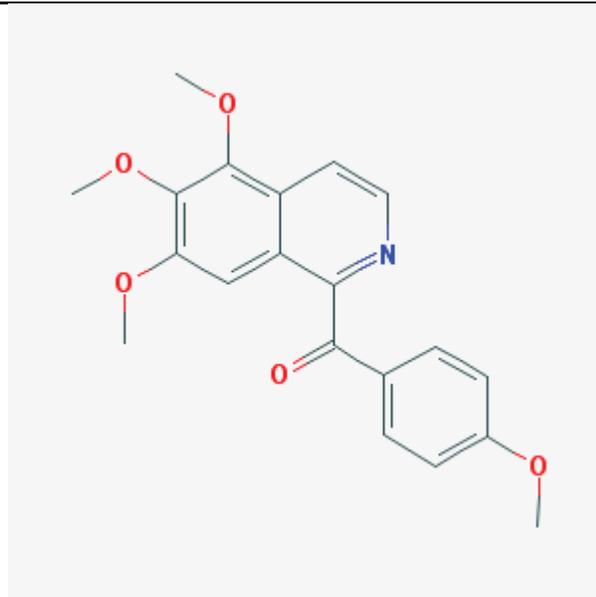
Recuperado de ChemIDplus (<https://chem.nlm.nih.gov/chemidplus/rn/19775-47-4>)

Thalimicrinone

La thalimicrinona es un alcaloide isoquinolínico, fue aislado inicialmente de *Thalictrum minus* var. *microphyllum* (Baser, 1982). Posteriormente se le reportó en *A. purpurea* (Chang *et al*, 2000).

Melzer & Bracher (2015) describen el proceso de síntesis de thalimicrinone (y varios alcaloides de tipo isoquinolínico a partir de esqueletos de isoquinolína), para el caso particular de este alcaloide, el proceso incluye una serie de oxidaciones con manganeso en una reacción tipo Reissert.

THALIMICRINONE		
Fórmula	C ₂₀ H ₁₉ NO ₅	
Peso Molecular	353.37 g/mol	
% Masa	C	
	H	
	N	
	O	
Registro CAS	84716-73-4	
Registro InChI	InChI=1S/C20H19NO5/c1-23-13-7-5-12(6-8-13)18(22)17-15-11-16(24-2)20(26-4)19(25-3)14(15)9-10-21-17/h5-11H,1-4H3	
P _{fusión}	No determinado	
P _{ebullición}	No determinado	
Tipo	Alcaloide	
Clase	Aporfinicos – Bencilisoquinolínicos	
Nombre IUPAC	Methanone, (4-methoxyphenyl)(5,6,7-trimethoxy-1-isoquinolinyl)-	
Nombre Tradicional	(4-methoxyphenyl)-(5,6,7-trimethoxyisoquinolin-1-yl)methanone	
Sinónimos	1-(4'-Methoxybenzoyl)-5,6,7-trimethoxyisoquinoline CHEMBL73924 SCHEMBL9184934	



Recuperado de PubChem (<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/158703>)

ANEXO II.- Presencia – Ausencia de Metabolitos Secundarios en *Annona purpurea*.

Tabla 5		Presencia – Ausencia de Alcaloides en Plántulas de <i>A. purpurea</i>														
Alcaloide	R ₁	R ₂	R ₃	R ₄	R ₅	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄	T ₅	H ₁	H ₂	H ₃	H ₄	H ₅	Col.
Glauцина	X	X	X		X	X	X	X	X	X			X	X	X	I
						X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	II
	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		III
	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X			IV
	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		X		V
Iso-corydina						X	X	X	X	X						I
						X	X	X	X	X		X		X	X	II
						X					X	X	X	X	X	III
						X	X	X	X	X		X	X	X		IV
						X	X	X	X	X	X	X		X		V
Papaverina							X	X	X	X						I
						X	X		X	X						II
						X			X	X						III
						X		X	X	X						IV
						X	X	X	X	X						V
Thalimicrona						X	X	X	X	X						I
						X	X	X	X	X						II
						X	X			X			X		X	III
						X		X	X	X	X	X	X		X	IV
						X	X	X	X	X	X			X		V
Rhoeadina											X	X			X	I
											X	X			X	II
											X	X	X	X	X	III
											X	X		X		IV
											X	X		X		V
Alc. Isoquinolínico I														X		I
														X		II
														X		III
														X		IV
														X		V
Alc. Isoquinolínico II						X		X	X	X						I
								X	X	X						II
								X	X							III
						X		X								IV
						X	X	X	X	X						V
Alc. Isoquinolínico III		X	X		X	X	X	X	X	X						I
		X	X	X		X	X	X	X	X						II
	X		X	X	X	X		X	X	X						III
		X	X	X	X	X	X	X	X	X						IV
	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X						V

Presencia – Ausencia de Alcaloides en Plántulas de *A. purpurea* (continuación)

Alcaloide	R ₁	R ₂	R ₃	R ₄	R ₅	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄	T ₅	H ₁	H ₂	H ₃	H ₄	H ₅	Col.
Comp. Indólico I						X	X	X	X	X						I
						X	X		X	X						II
						X	X	X	X	X						III
						X	X	X	X	X						IV
						X	X	X	X	X						V
Comp. Indólico II						X	X	X	X	X						I
						X	X	X	X	X						II
						X		X	X							III
						X		X	X	X						IV
						X	X	X	X	X						V
Comp. Indólico III							X	X	X	X						I
	X			X	X	X		X	X	X						II
	X	X		X		X		X	X	X						III
						X		X	X	X						IV
						X	X	X	X	X						V

Tabla 6	Presencia – Ausencia de Terpenos en Plántulas de <i>A. purpurea</i>																
Terpeno	R ₁	R ₂	R ₃	R ₄	R ₅	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄	T ₅	H ₁	H ₂	H ₃	H ₄	H ₅	Col.	
Myristoyl						X	X	X	X	X							I
						X	X	X	X	X							II
						X			X		X	X		X	X		III
						X		X				X	X	X	X		IV
						X	X	X	X	X	X	X	X		X		V
Campesterol																	I
														X			II
						X	X	X		X	X	X		X			III
						X	X	X	X	X	X	X					IV
						X	X	X	X	X	X	X	X				V
Gamma Sitosterol						X	X	X	X	X		X					I
						X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		II
						X	X		X	X	X	X	X	X	X		III
	X	X		X	X	X			X	X	X	X	X	X	X		IV
	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X				X		V
Stigmasterol						X	X	X	X	X							I
						X	X	X	X	X							II
						X	X			X			X		X		III
						X		X	X	X	X	X	X		X		IV
						X	X	X	X	X	X	X		X			V

β - Vetivenene	X	X		X	X											I II III IV V
Dioxolano														X		I II III IV V
Secolupano	X	X	X	X												I II III IV V

Tabla 7	Presencia – Ausencia de Alcaloides en Adultos de <i>A. purpurea</i>															Col.
Alcaloide	R ₁	R ₂	R ₃	R ₄	R ₅	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄	T ₅	H ₁	H ₂	H ₃	H ₄	H ₅	Col.
Annomontina	X	X	X	X	X											I II III IV V
Corydina	X	X			X											I II III IV V
Papaverina	X	X	X	X	X											I II III IV V
Thalimicrinon _e	X	X	X	X	X											I II III IV V
Alc. Isoquinolinico _{II}	X	X	X	X	X											I II III IV V
Alc. Isoquinolinico _{IV}	X		X	X	X	X		X	X		X			X	X	I II III IV

