



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE
MÉXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
ZARAGOZA**

**Ciclo interno de nutrimentos de la epífita
Trichocentrum andreanum (Orchidaceae) en
una Selva Mediana Subcaducifolia**

T E S I S

**Que para obtener el título de Bióloga
Presenta**

Karen García Torres

**Director
M. en C. Ramiro Ríos Gómez**

Proyecto apoyado por DGAPA –PAPIIT 216813

México, CDMX., marzo 2017.



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Agradecimientos

A la Universidad Nacional Autónoma de México porque a través de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza me permitió realizar mis estudios profesionales.

A la DGAPA –PAPIIT 216813, por apoyar este proyecto.

A mi director de tesis M. en C. Ramiro Ríos Gómez por su apoyo para realizar este proyecto, por la paciencia, sus consejos y sobre todo por motivarme a terminar este trabajo.

Al Dr. Eloy Solano Camacho por su gran apoyo en campo, por transmitirme algunos de sus conocimientos, por la paciencia y sus comentarios para mejorar este trabajo.

Al M. en C. Germán Calva Vásquez por su paciencia y ayuda en el trabajo de laboratorio, aún sin tener ninguna obligación.

Al Biól. Juan Romero Arredondo y Biól. Rocío Espitia Licea por sus comentarios y sugerencias para mejorar este trabajo.

A mis amigos Eric, Liz, Lupita, Chucho e Iván por estar presentes y amenizar cada momento de la carrera.

Pero sobre todo agradezco a mis padres y hermanos por su apoyo incondicional; económico, moral y emocional para realizar mis estudios profesionales. En especial a mi madre por siempre darme aliento para continuar y poder terminar este proyecto, a mi hermana Karina por siempre brindarme su amistad y consejos, y a mi hermana Jazmín por ser como una madre para Sebastián y estar con él siempre.

A mi familia, Sebastian por entender y aceptar cuando simplemente no estaba presente y a Joshue por su apoyo, cariño, tiempo, palabras de aliento y amistad que siempre me ha brindado.

Dedicatoria

Dedicó este trabajo con cariño y esfuerzo a mis padres Carmen Torres y Marcos García por la confianza que siempre han tenido en mí y por siempre estar presentes.

A mi familia, Joshue Rocha por entrar en mi vida, ser una parte esencial en ella y compartir experiencias a mi lado, a Sebastián por ser una personita increíble y aceptar que mamá en ocasiones no estaba.

A mis hermanos por su amistad y apoyo.

CONTENIDO

	Página
RESUMEN	
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	
Selva mediana subcaducifolia	3
Epifitismo	4
Orchidaceae	5
Ciclo de nutrimentos	6
Ciclo interno de nutrimentos	7
Nitrógeno	8
Fósforo	9
Potasio	9
Azufre	10
III. HIPÓTESIS	11
IV. JUSTIFICACIÓN	11
V. OBJETIVOS	
Objetivo general	11
Objetivos particulares	11
VI. METODOLOGÍA	
Zona de estudio	12
Áreas de distribución y muestreo de <i>Trichocentrum andreanum</i>	12
Muestreo de sustrato y materia orgánica	13
Muestreo de agua de lluvia y de escurrimiento fustal	13
Tratamiento de las muestras	14
Análisis nutrimental de tejido vegetal, materia orgánica y sustrato	14
Análisis nutrimental de agua de lluvia y de escurrimiento fustal	15
VII. RESULTADOS	
Sitios donde se registró <i>Trichocentrum andreanum</i>	17
Contenido nutrimental en el sustrato	19
Contenido nutrimental en la materia orgánica	21
Contenido nutrimental en el tejido vegetal	26
Contenido nutrimental en el agua de lluvia y de escurrimiento fustal en los sitios donde crece <i>Trichocentrum andreanum</i>	34
Dinámica de nutrimentos en el hábitat de <i>Trichocentrum</i>	36

	<i>andreaenum</i>	
	Análisis de correlación de nutrimentos	
	Sustrato-tejido vegetal	39
	Materia orgánica-tejido vegetal	40
	Agua del escurrimiento fustal-tejido vegetal	41
	Nutrimentos en tejido vegetal N, P, K y S	42
VIII.	DISCUSIÓN	
	Nutrimentos en sustrato y materia orgánica	45
	Nutrimentos en tejido vegetal	47
	Nutrimentos en el agua del escurrimiento fustal	49
	Correlación de nutrimentos	50
IX.	CONCLUSIONES	53
X.	BIBLIOGRAFÍA CITADA	54
XI.	ANEXO I	61
XII.	ANEXO II	63

CUADROS

	Página
1. Sitios donde se registró <i>Trichocentrum andreanum</i> en Putla Villa de Guerrero, Oaxaca.	17
2. Especies de forofitos donde crece naturalmente <i>Trichocentrum andreanum</i> .	18
3. Promedio de individuos de <i>Trichocentrum andreanum</i> para cada especie de forofito.	18
4. Promedio de individuos de <i>Trichocentrum andreanum</i> en cada una de las zonas en que se dividieron los forofitos.	19
5. Concentración de nutrimentos expresado en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje de las muestras compuestas de sustrato en los forofitos muestreados.	20
6. Concentración promedio de nutrimentos en el sustrato, expresado en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje en los forofitos muestreados.	20
7. Concentración total de nutrimentos en el sustrato, expresado en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje.	20
8. Concentración de nutrimentos expresada en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje de las muestras compuestas de materia orgánica en los forofitos muestreados.	24
9. Concentración promedio de nutrimentos en la materia orgánica, expresado en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje en los forofitos muestreados.	24
10. Concentración de nutrimentos expresado en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje de los órganos de <i>Trichocentrum andreanum</i> en los forofitos muestreados.	31
11. Concentración promedio de nutrimentos expresado en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje en los órganos de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	33
12. Concentración total de nutrimentos expresado en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje de los órganos de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	33
13. Contenido nutrimental en el agua de lluvia y de escurrimiento fustal en los forofitos muestreados para <i>Trichocentrum andreanum</i> , expresado en partes por millón y su equivalencia en porcentaje.	35
14. Correlación de N, P, K y S del sustrato con los órganos de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	39
15. Correlación de N, P, K y S de la materia orgánica con los órganos de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	40
16. Correlación N, P, K y S del agua del escurrimiento fustal con los órganos de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	41
17. Correlación de nitrógeno en los diferentes órganos de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	42
18. Correlación de fósforo en los diferentes órganos de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	43

19. Correlación de potasio en los diferentes órganos de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	43
20. Correlación de azufre en los diferentes órganos de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	44

FIGURAS	Página
1. División del forofito de acuerdo con Johansson, 1974.	13
2. Contenido nutrimental (cmol kg ⁻¹) del sustrato entre época seca y húmeda en las diferentes especies de forofitos.	22
3. Contenido nutrimental (cmol kg ⁻¹) de la materia orgánica entre época seca y húmeda en las diferentes especies de forofitos.	25
4. Contenido nutrimental en los órganos de <i>Trichocentrum andreanum</i> expresado en cmol kg ⁻¹ .	29
5. Contenido de cada nutrimento en los órganos de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	34
6. Dinámica del nitrógeno en el hábitat de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	36
7. Dinámica del fósforo en el hábitat de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	37
8. Dinámica del potasio en el hábitat de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	37
9. Dinámica del azufre en el hábitat de <i>Trichocentrum andreanum</i> .	38

RESUMEN

Se identificaron las áreas de distribución de *Trichocentrum andreanum* en una selva mediana subcaducifolia en el municipio de Putla Villa de Guerrero, Oaxaca, y se determinaron las especies de forofitos predominantes donde crece naturalmente la orquídea. Se estudió el ciclo interno de nutrimentos mediante la cuantificación de nitrógeno, fósforo, potasio y azufre disponibles en el sustrato, la materia orgánica y el agua de escurrimiento fustal, así como en cada órgano de *T. andreanum*, durante las épocas de sequía y lluviosa. Se elaboró un diagrama para cada nutrimento que representa la dinámica del mismo, donde se esquematizan las principales entradas y salidas del ciclo. También se realizaron análisis de correlación entre sustrato, materia orgánica, escurrimiento fustal y tejido vegetal, para establecer posibles relaciones y explicar la circulación de los nutrimentos entre la orquídea y su hábitat.

Los forofitos y las zonas de crecimiento predominantes para *T. andreanum* son *Citrus sinensis*, *Mangifera indica*, *Gliricidia sepium* e *Inga spuria*; zona 3 (parte basal de la copa) y zona 4 (parte media de la copa). De acuerdo con el contenido nutrimental en los diferentes almacenes se registró que el contenido de cada nutrimento excepto el fósforo, varía de acuerdo con la especie de forofito y la época de muestreo.

En los diferentes almacenes y en los tejidos de *T. andreanum* el nutrimento con mayor concentración es el nitrógeno, seguido del azufre, posteriormente el potasio y el fósforo, con concentraciones muy bajas con respecto al nitrógeno; este nutrimento es absorbido eficientemente por la orquídea, misma que funciona como almacén de este nutrimento, mientras que el fósforo es limitante.

Se concluyó que *T. andreanum* para su desarrollo requiere de 1.3 a 6.2% de nitrógeno, 0.05 a 0.48% de fósforo, 0.5 a 2.2% de potasio y 0.02 a 2.3% de azufre.

La floración y sobre todo la fructificación y producción de semillas en *T. andreanum* depende de la cantidad de fósforo presente en el sustrato o el almacenado por la planta, en este estudio se registró que el fósforo es limitante ya que hay concentraciones muy bajas de este nutrimento que estuvo ausente durante la fructificación.

INTRODUCCIÓN

La alteración extensiva del medio ambiente realizada por el hombre en las últimas décadas ha transformado el paisaje, modificando los ciclos biogeoquímicos, alterando los equilibrios ecológicos locales, variando la estabilidad y la productividad de los ecosistemas primarios y propiciando la pérdida de hábitats, especies de flora y fauna y favoreciendo la disminución de la biodiversidad (Chapin *et al.*, 2000).

Este problema es grave, particularmente en la región tropical del planeta donde se distribuye la mayor diversidad biológica. En México, algunas de las zonas afectadas severamente por diversas actividades antrópicas son las cubiertas por los bosques: tropical perennifolio, tropical subcaducifolio, tropical caducifolio y mesófilo de montaña, ecosistemas particularmente ricos en recursos, que además se caracterizan por ser sumideros de carbono altamente eficaces, y por lo mismo preferidos por el hombre para sus distintas actividades. Dicha vegetación está en grave riesgo de ser transformada y sustituida por sistemas agropecuarios principalmente por el cambio de uso del suelo y la fragmentación de la cobertura forestal, entre otras, la introducción y cultivo de especies exóticas con fines diversos.

La selva mediana subcaducifolia ocupa solo el 4% de la superficie de México, pero no debe menospreciarse ya que hace una contribución importante a la diversidad vegetal y animal. Actualmente es uno de los ecosistemas más amenazados por lo que es imprescindible conocer cómo funciona en el ámbito local, una forma de contribuir a su conocimiento es analizando el ciclo interno de nutrientes, ya que es un proceso a través del cual ocurren variados intercambios materiales que ayudan a conocer el estado y producción del ecosistema.

Una de las familias botánicas con representación importante en las comunidades tropicales es Orchidaceae, que en México cuenta con 1260 especies, las que junto con otros taxa de Bromeliaceae, Araceae y diversos grupos de pteridofitas constituyen un elemento fisonómico y ecológicamente importante de las asociaciones vegetales.

Trichocentrum andreanum es una orquídea que habita las regiones tropicales de México, generalmente se desarrolla en una gran diversidad de forofitos, pero es esencial conocer que sucede a nivel local. Por tal razón se estudiará la heterogeneidad del hábitat de *T. andreanum* mediante el análisis del ciclo interno de los nutrimentos N, P, K y S.

MARCO TEÓRICO

Selva mediana subcaducifolia

La selva mediana subcaducifolia (SMsC) *sensu* Miranda y Hernández-X (1963) o bosque tropical subcaducifolio (BTsC) según Rzedowski (1978) agrupa comunidades vegetales con características intermedias entre el bosque tropical perennifolio (BTP) y el bosque tropical caducifolio (BTC). Se caracteriza por presentar entre 25 y 50% de especies caducifolias, aunque también tiene la presencia de algunos taxa perennifolios en las épocas más secas del año. Suele presentarse a modo de manchones en barrancas, cañones y laderas, donde las diferencias de exposición generan condiciones de humedad favorables. Su existencia está relacionada con la distribución estacional de la precipitación, ya que requiere la presencia de un marcado periodo de sequía.

Es una comunidad vegetal arbórea densa, cuya altura oscila entre 15 y 40 m (más frecuentemente entre 20 y 30 m) y por lo general el estrato superior forma un dosel uniforme, los elementos del estrato superior tienen troncos derechos y esbeltos que no se ramifican en la parte inferior de la planta, el diámetro de la copa suele ser mucho menor que la altura total del árbol; los diámetros de los troncos pocas veces sobrepasan 1 m y de ordinario oscilan entre 30 y 80 cm. Una notable excepción a este respecto representa *Enterolobium* y algunas especies de *Ficus*, que alcanzan grosores de hasta 2 y 3 m en la base, y pueden ramificarse desde las partes bajas y formar una extensa copa. Otras especies importantes son: *Brosimum alicastrum*, *Hura poliandra*, *Bursera simaruba*, *Cupania glabra*, *Euphorbia fulva*, *Ceiba pentandra*. Dentro de este ecosistema está bien representado el epifitismo constituido principalmente por aráceas, bromeliáceas y orquídeas (Rzedowski, 2006).

La selva mediana subcaducifolia cubre el 4% de la superficie de México y se distribuye en forma de fragmentos a lo largo de la vertiente del Pacífico, desde el centro de Sinaloa hasta la zona costera y depresión central de Chiapas y en la vertiente del Golfo de México en San Luis Potosí y Veracruz. También se encuentra en la Península de Yucatán en una

franja desde el sureste de Quintana Roo que atraviesa la parte central de Yucatán y termina en el norte de Campeche (Challenger, 1998).

Cabe resaltar que este tipo de selva se encuentra entre las comunidades vegetales más amenazadas en todo el mundo, debido principalmente al cambio de uso de suelo, por lo que los estudios realizados en estos ecosistemas resultan ser de gran relevancia.

Epifitismo

El término epífito deriva del griego *epi*=sobre y *phyton*=planta y significa que una planta crece sobre otra. Son organismos vegetales que crecen sobre otras plantas, adheridas a los troncos, ramas de árboles y arbustos o al menos pasan una parte de su vida sobre otras plantas sin tener contacto metabólico con su hospedero. Dicho hospedero o forofito solo representa un soporte para la epífita sin recibir más daño que el que pueda provocar su abundancia dentro de su ramaje (Granados *et al.*, 2003).

Las epífitas obligadas, también llamadas holoepífitas son aquellas plantas donde más del 95% de sus individuos pasan toda su vida sin estar en contacto con el suelo; las facultativas son plantas que pueden desarrollarse ya sea en el suelo o sobre otra planta y las hemiepífitas crecen sobre un forofito pero tienen conexión con el suelo al menos en una etapa de su ciclo de vida (Ceja *et al.*, 2008).

Las plantas epifitas presentan una ventaja al crecer en diferentes zonas del forofito ya que tienen mayor y mejor acceso a la luz, siendo indispensable para su desarrollo, aunque también presentan limitantes con respecto a la captación de agua y nutrientes; para lo cual despliegan mecanismos muy variados y novedosos para sobrellevar no sólo la sequía sino también la adquisición de nutrientes del ambiente sin tomarlos del forofito. En especial las orquídeas epifitas han desarrollado estrategias especializadas para afrontar las limitaciones hídricas, de nutrientes, y la intensa radiación que le impone su hábito epífito; estas consisten en el desarrollo de órganos almacenadores de agua como pseudobulbos (Oliveira y Sajo, 2001), en ausencia de pseudobulbos, las funciones de almacenamiento de agua y nutrientes pueden ser desempeñadas por las hojas, en cuyo caso, el desarrollo de los órganos vegetativos restantes

es mucho más limitado, como ocurre en orquídeas del género *Pleurothallis* (Oliveira y Sajo, 1999).

Tal especialización en ocasiones requiere de interacciones mutualistas con hongos endomicorrizógenos, artrópodos y algunos grupos de vertebrados con características morfo anatómicas y funcionales muy particulares. Por tal razón, estas plantas son importantes no sólo como parte de la vegetación, sino también tienen influencia sobre la fauna, proveyéndoles de hábitat (Benzing, 2000).

Dentro de las epifitas vasculares las familias con mayor diversidad de especies corresponden a Orchideaceae, Bromeliaceae y Araceae. De las 30 000 especies de orquídeas descritas 20 000 son epifitas (70%) en Bromeliaceae se han registrado 1144 de 25 000 y en Araceae 1100 de 25 000 especies (Dodson y Gentry, 1987).

Orchidaceae

Orchidaceae constituye uno de los grupos de plantas más diversos, con aproximadamente 30 mil especies descritas en el ámbito mundial que representan el 34% de las monocotiledóneas (Chase *et al.*, 2003). Las orquídeas se distribuyen en casi todos los continentes pero su mayor diversidad se localiza en las regiones tropicales. Los países de América que se ubican en el Neotrópico y que tienen mayor riqueza de orquídeas son: Colombia, Ecuador, Brasil, Perú, Venezuela, Costa Rica y México, con 4000, 3500, 2500, 2000, 1612, 1300 y 1200 especies respectivamente (Carnevali *et al.*, 2007). Aunque para México Hágsater *et al.*, (2005), registra alrededor de 1260 especies y 170 géneros. Este número de taxa continúa incrementándose por el descubrimiento tanto de especies nuevas para la ciencia como de especies que eran conocidas de otros países y no habían sido encontradas aquí. Se estima que alrededor del 40% de las orquídeas mexicanas son endémicas (Soto, 1996).

Aunque los bosques de neblina y las selvas tropicales húmedas del sur del país son los ecosistemas más favorables para el establecimiento y desarrollo de orquídeas, éstas se distribuyen en gran parte del territorio nacional, con excepción de las zonas de aridez extrema (Soto, 1996; Hágsater *et al.*, 2005).

Las orquídeas ocupan el tercer lugar en el contexto nacional respecto a las familias de plantas con mayor diversidad taxonómica, son superadas sólo por Asteraceae y Fabaceae (Villaseñor, 2008; Hágsater *et al.*, 2005).

La diversidad de orquídeas de las selvas tropicales mexicanas se incrementa de norte a sur, en el norte de Veracruz se han inventariado de siete a diez especies por hectárea, mientras que para la selva Lacandona se han registrado hasta 80 especies en la misma área (Salazar *et al.*, 2006). La diversidad más alta se encuentra en el estado de Oaxaca, ya que además de albergar la mayor biodiversidad de México también presenta la mayor diversidad de orquídeas del país. En esta entidad se han inventariado 144 géneros y aproximadamente 700 especies, más de la mitad de las orquídeas mexicanas (García, 2004).

Aunque la diversidad alfa es mayor en algunos bosques húmedos de Chiapas, la diversidad beta es mayor en el territorio oaxaqueño, debido a la heterogeneidad fisiográfica, climática y diversidad de tipos de vegetación de esta región (Soto y Salazar, 2004).

Ciclo de nutrimentos

De acuerdo con Imbert *et al.*, (2004), es importante conocer el funcionamiento de los ecosistemas con respecto a flujos de energía, y circulación de agua y nutrimentos, ya que en conjunto mantienen la estabilidad estructural y funcional de los ecosistemas.

El ciclo de nutrimentos en un ecosistema consta de la entrada de los mismos, ya sea por fijación biológica, aportes atmosféricos, transferencias por medio de la biota, circulación de nutrimentos entre las plantas y el sustrato por absorción radicular y foliar, retranslocación, desfronde o descomposición; y de la salida de los nutrimentos del ecosistema por lixiviación, escorrentía, emisión de gases o explotación de los recursos. Cada proceso es un precursor del anterior, las entradas y salidas del ecosistema constituyen el ciclo externo de nutrimentos, mientras que la circulación entre las plantas y el sustrato conforman el ciclo interno de nutrimentos.

Ciclo interno de nutrimentos

Se consideran macronutrimentos esenciales para el desarrollo vegetal los siguientes: N, K, P y S. (Benzing, 2000). El ciclo interno de estos nutrimentos se basa principalmente en la absorción radicular, retranslocación, lavado de nutrimentos y descomposición.

La absorción de los nutrimentos por las raíces puede seguir tres vías, pero la principal y más importante para NO_3^- , PO_4^{3-} y K^+ es la difusión de iones o moléculas siguiendo un gradiente de concentración (Landsberg y Gower, 1997; Schlesinger, 1997). La mayoría de las plantas forman asociaciones micorrícicas aumentando considerablemente la eficiencia en la absorción de nutrimentos. Las micorrizas pueden aumentar la disponibilidad de nutrimentos liberando ácidos orgánicos que aceleran la meteorización, liberando enzimas que aceleran la descomposición de la materia orgánica, y liberando fosfatasas para mineralizar el fósforo orgánico (Landsberg y Gower, 1997; Terradas, 2001).

La retranslocación consiste en la reabsorción o transferencia de nutrimentos solubles del tejido envejecido hacia el floema (Chapin *et al.*, 2002). En una comunidad vegetal, el N, P y K son los nutrimentos con mayor movilidad en el ecosistema y predominan entre los elementos retranslocados. Parece ser que la retranslocación del nitrógeno va a depender más del grado de movilidad del compuesto que contiene nitrógeno en los tejidos, que del estado nutricional de la planta o del ecosistema.

El lavado de nutrimentos de las hojas constituye en promedio el 15% del retorno anual de nutrimentos de la biomasa vegetal aérea al suelo (Chapin *et al.*, 2002). La lluvia lava los nutrimentos de las hojas y el tronco y los transporta como escurrimiento fustal. Aunque la concentración de nutrimentos en el escurrimiento fustal suele ser alta, su importancia suele ser baja, ya que normalmente solo una pequeña parte del agua sigue esta vía.

La descomposición es el proceso general de transformación de la materia orgánica procedente del desfronde, raíces y microorganismos, en nutrimentos orgánicos disponibles para las plantas. A medida que avanza la descomposición, se liberan nutrimentos inorgánicos, que son asimilados

por las plantas y los microorganismos. La cantidad y calidad de la materia orgánica y sus tasas de descomposición, ejercen un fuerte control sobre la disponibilidad de algunos nutrientes para las plantas, y por tanto sobre el crecimiento de las mismas.

Nitrógeno

El nitrógeno es el elemento más limitante en los ecosistemas terrestres, de todos los nutrientes del suelo necesarios para el crecimiento de las plantas (Celaya y Castellanos, 2011). La atmósfera contiene aproximadamente un 78% de nitrógeno molecular (Pacheco, 2002) sin embargo, la mayor parte de este gran reservorio de nitrógeno, no está disponible para los organismos. Dentro del ciclo del nitrógeno, se involucran variados procesos bióticos y abióticos para que este pueda ser asimilado por los autótrofos, por lo que resulta de gran importancia comprender dicho ciclo, ya que ayuda a entender cambios dentro del ecosistema, además es un elemento esencial, ya que la mayoría de los compuestos presentes en las células vegetales contienen nitrógeno, pues forma parte de aminoácidos, nucleótidos, fosfolípidos y clorofila (Pereyra, 2001).

La mayor parte del nitrógeno presente en los sustratos se encuentra formando parte de la materia orgánica depositada, proveniente de la muerte de plantas y microorganismos; posteriormente por el proceso de mineralización es como el nitrógeno queda libre y en la forma química en que las plantas lo asimilan para su desarrollo. Las plantas absorben nitrógeno en forma de nitrato (NO_3^-) o amonio (NH_4^+), estos iones llegan a la pared celular de las raíces para después atravesar las membranas y entrar a las células vegetales; el nitrato una vez absorbido es reducido con gasto de energía proveniente de la fotosíntesis, mientras que el amonio no necesita ser reducido y es incorporado rápidamente para sintetizar aminos y amidas dado que no puede ser almacenado porque es tóxico para la planta (Uhart y Echeverría, 1997).

Las condiciones climáticas influyen notablemente sobre el contenido de nitrógeno, diversos estudios han revelado que un aumento de la temperatura hace disminuir el contenido de este nutriente, bajo condiciones análogas de humedad, ya que al aumentar la velocidad de mineralización de la materia orgánica aparece una mayor cantidad de

compuestos nitrogenados solubles que pueden perderse por lixiviación. En promedio el nitrógeno tiende a aumentar dos o tres veces por cada 10°C de disminución de temperatura (Navarro y Navarro, 2000).

Fósforo

Este elemento procede sólo de la descomposición de las rocas mediante la meteorización, y junto con el nitrógeno son los nutrientes que más limitan la productividad de los ecosistemas. El fósforo llega a las raíces por difusión y es absorbido por la planta a través de los pelos radicales, principalmente como ion ortofosfato primario (H_2PO_4^-), pero también se absorbe como ion fosfato secundario (HPO_4^{2-}), la absorción de esta última forma se incrementa a medida que aumenta el pH, y alcanza una concentración máxima a pH 7.4 (Sultenfus y Doyle, 1999).

El P absorbido no necesita ser reducido para su asimilación y se integra rápidamente a compuestos orgánicos, también puede ser almacenado en la raíz o transportado a las partes superiores de la planta. A través de varias reacciones químicas el P cumple funciones realmente importantes ya que se incorpora a compuestos orgánicos como ADN y ARN, fosfoproteínas, fosfolípidos, enzimas y compuestos fosfatados ricos en energía como el trifosfato adenosina (Navarro y Navarro, 2000).

Potasio

El potasio es un macronutriente absorbido por las plantas en grandes cantidades, sólo superado por el nitrógeno y en ocasiones por el calcio. A diferencia del fósforo el potasio se halla en la mayoría de los sustratos en cantidades relativamente grandes como K_2O , aunque su contenido está fuertemente influenciado por la lixiviación. A pesar de ser relativamente abundante, cerca del 90% se encuentra en una forma química no aprovechable por la planta, que con el tiempo y mediante procesos como hidrólisis, acidificación y disolución se pueden obtener formas asimilables como KOH en disolución, conformando aproximadamente un 2% de la cantidad total de este elemento en el suelo. Al estar presente la disolución de KOH, los iones K^+ liberados pueden ser absorbidos por las raíces (Navarro y Navarro 2000).

Aunque el potasio juega numerosos roles en la nutrición de las plantas no está incorporado en la estructura de los compuestos orgánicos, en cambio permanece en forma iónica en solución en la célula. Kilmer *et al.*, (1972) destaca que su principal función es ser activador de sistemas enzimáticos y participar en el metabolismo celular, sin embargo, debido a su gran movilidad, este elemento actúa neutralizando los ácidos orgánicos resultantes del metabolismo, interviene en la síntesis y acumulación de carbohidratos y proteínas, desempeña un papel importante en la fotosíntesis, influye en la tolerancia al frío, y es esencial en la economía hídrica de la planta (Stevenson y Cole, 1999).

Azufre

El azufre es uno de los elementos más abundantes en la tierra y tiene importancia biológica, ya que es esencial para el crecimiento y desarrollo de los organismos; en las plantas es requerido en cantidades similares al fósforo (Benavides, 1998).

Las formas reducidas del azufre deben primero oxidarse para ser absorbido por las plantas, dicho cambio químico es una actividad realizada principalmente por microorganismos del suelo. En términos de las reacciones microbianas de óxido-reducción las principales formas del azufre son el sulfuro, tiosulfato, sulfito y sulfato (Wainwright, 1984).

La mayor parte del azufre incorporado por las plantas proviene del suelo y es absorbido en forma de SO_4^{2-} , para la síntesis de cisteína en los tejidos fotosintéticos; y en menor proporción de la atmósfera por la absorción de dióxido de azufre (Rennenberg, 1984).

Otra parte del azufre orgánico de la planta se encuentra en diversos compuestos solubles de los que el glutatión es el más abundante; este desempeña diversas funciones entre las que destacan: almacenamiento y transporte de azufre reducido, reducción de grupos disulfuros, detoxificación del peróxido de hidrógeno en los cloroplastos y conjugación con algunos herbicidas del tipo de las triazinas y cloroacetamidas (Azcon-Bieto y Talón, 1993).

HIPÓTESIS

La cantidad y disponibilidad de nutrientes en el hábitat de *Trichocentrum andreanum* varía dependiendo de la especie de forofito.

JUSTIFICACIÓN

Realizar estudios sobre el ciclo interno de nutrientes resulta conveniente ya que contribuye al aporte del conocimiento y comprensión de la dinámica de nutrientes en el ámbito local en una especie de alta importancia biológica. En consecuencia puede obtenerse conocimiento valioso para el manejo y uso del recurso en forma sustentable.

OBJETIVOS

Objetivo general

Estudiar el ciclo interno de los nutrientes N, P, K y S en el hábitat de la epífita *Trichocentrum andreanum* en una selva mediana subcaducifolia.

Objetivos particulares

- Identificar el hábitat predominante de *Trichocentrum andreanum*.
- Definir el intervalo de concentración de los nutrientes N, P, K y S en que puede desarrollarse *T. andreanum*.
- Analizar las concentraciones de N, P, K y S en el sustrato y la materia orgánica, el agua de lluvia y la proveniente del escurrimiento fustal.
- Examinar las concentraciones de N, P, K y S en la raíz, el pseudobulbo, las hojas e inflorescencias de *T. andreanum* en las épocas de sequía y lluviosa.
- Esquematizar la dinámica de dichos nutrientes en el hábitat de *T. andreanum*.

METODOLOGÍA

Zona de estudio

El estudio se llevó a cabo en el municipio de Putla Villa de Guerrero, localizado al suroeste del estado de Oaxaca, entre las coordenadas 98°56' O y los 17°2' N, a una altitud de 720 metros. Este municipio se encuentra en la Región Mixteca, enclavado en la Sierra Sur y rodeado por montañas de altura considerable. Limita al norte con Santiago Juchitahuaca y Heroica Ciudad de Tlaxiaco; al sur con San Andrés Cabecera Nueva; al oriente con Santa Lucía Monte Verde y al poniente con Constanza del Rosario (Arriaga *et al.*, 2000).

La zona presenta climas semicálido subhúmedo con lluvias en verano (37.46%), cálido subhúmedo con lluvias en verano (32.53%), templado subhúmedo con lluvias en verano (16.42%) y templado húmedo con abundantes lluvias en verano (13.59%); con oscilación térmica que va de los 12 a 26°C con temperatura promedio anual de 20°C. Con respecto a la vegetación, la mayor superficie del distrito de Putla está cubierta por bosque de pino (50.99%), vegetación sabanoide (11.87%), pastizal inducido (6.61%) y selva mediana subcaducifolia (2.16%), (Arriaga *et al.*, 2000).

Áreas de distribución y muestreo de *Trichocentrum andreanum*

Con la finalidad de ubicar las especies de forofito en las que crece *Trichocentrum andreanum*, se realizaron recorridos para observar el estrato arbóreo, posteriormente se enlistaron y se seleccionaron aquellos forofitos con mayor número de individuos de la orquídea en estudio, para tomar muestras de tejido vegetal.

Con base en la propuesta de Johansson (1974), los forofitos se dividieron en cinco zonas; I. parte basal del fuste (0-3m), II. A partir de los 3m del fuste a la primera ramificación, III. La parte basal de la rama más larga, IV La parte media de la rama más larga y V. La parte superior de la rama más larga.

En cada forofito donde se encontró la orquídea, se registró la especie, altura y DAP, así como la zona y altura donde estaba creciendo *T. andreanum*. Se revisaron diez forofitos de cada especie. Para la recolecta de órganos y el posterior análisis nutricional del tejido vegetal se tomaron muestras compuestas a partir de cuatro submuestras de raíces, pseudobulbos, hojas e inflorescencias de *T. andreanum* en los forofitos registrados.

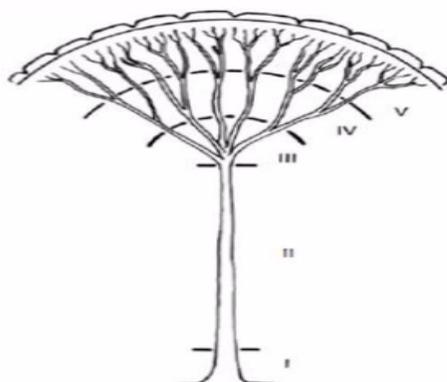


Figura 1. División del forofito de acuerdo con Johansson (1974).

Muestreo de sustrato y materia orgánica

La materia orgánica utilizada para el análisis de nutrientes incluyó todo el material seco acumulado entre las hojas y el pedúnculo de la orquídea; para el sustrato se consideró el suber o corcho de los forofitos y el material atrapado entre las raíces de la planta. Estas muestras también fueron compuestas, mezcladas en partes iguales y se obtuvieron de cuatro submuestras, tomadas de los mismos ejemplares utilizados en la recolecta de tejido vegetal.

Muestreo de agua de lluvia y de escurrimiento fustal

En agosto y septiembre del año 2014 se realizaron dos muestreos de agua proveniente de lluvia y escurrimiento fustal en el sitio donde crece *Trichocentrum andreanum*. Para el agua de lluvia se colocaron al azar tres

recipientes recolectores en el área de estudio, y tres sistemas recolectores para el escurrimiento fustal en los mismos forofitos donde se recolectó el tejido vegetal. En ambos casos se preparó una muestra compuesta de partes iguales. Los sistemas recolectores para el agua de fuste constaron de un embudo de diámetro de 15 cm sujeto a una rama o al fuste, de forma que se logrará capturar el agua que escurría por este sitio; el embudo estuvo conectado a una manguera de plástico delgada lo suficientemente larga para lograr transportar el agua capturada a un recipiente de 1L que almacenara el agua hasta el momento de retirar los sistemas recolectores.

Tratamiento de las muestras

Se corroboró mediante claves taxonómicas que los ejemplares botánicos de orquídea y forofitos correspondieran a género y especie estudiados, esto con asesoría de personal especializado del herbario FEZA.

Las raíces, los pseudobulbos, las hojas, las flores y el eje de la inflorescencia se separaron, se fraccionaron y se colocaron en bolsas de papel; se secaron a la sombra, enseguida fueron trituradas, pesadas, etiquetadas y almacenadas para su análisis posterior.

Las muestras de materia orgánica y sustrato también se secaron a la sombra, la materia orgánica se trituró y el sustrato se tamizó, se pesaron, etiquetaron y almacenaron para ser analizadas.

Análisis nutrimental de tejido vegetal, materia orgánica y sustrato

Para el análisis de nutrimentos (N, P, K) correspondiente al sustrato, materia orgánica y tejidos vegetales se utilizaron las técnicas contenidas en el Manual de Procedimientos Analíticos para Análisis de Suelos y Plantas del Laboratorio de Fertilidad de Suelos del Colegio de Postgraduados (1993). La concentración de S se determinó con la técnica descrita en el Manual de Métodos de análisis del suelo de la FES-Iztacala (2000). Los procedimientos realizados se describen a continuación.

Nitrógeno total. Método semi-micro-Kjeldahl modificado para incluir nitratos. Se llevó a cabo una digestión de la muestra seca utilizando una mezcla de $\text{H}_2\text{SO}_4/\text{C}_7\text{H}_6\text{O}_3$, posteriormente se agregó $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$, enseguida se adiciono una mezcla catalizadora que contenía SO_4 , para reducir los nitratos y separarlos. La siguiente fase fue una destilación de la muestra digerida con NaOH , que desplazó a los iones NH_4^+ para ser recibidos en una solución de H_3BO_3 con indicador, para finalmente ser cuantificados mediante una valoración con H_2SO_4 0.05N.

Fósforo. La solubilización del fósforo se realizó mediante una digestión con $\text{HClO}_4/\text{HNO}_3$ 2:1. Para la cuantificación de fósforo se tomaron alícuotas de 2mL que fueron llevadas a un volumen de 50mL al que se le adicionó reactivo vanadomolibdico, enseguida se determinó la concentración de fósforo por medio de la absorción de luz del complejo vanadomolibdico a 450nm.

Potasio (K^+). La solubilización del potasio se realizó mediante una digestión con $\text{HClO}_4/\text{HNO}_3$ relación 2:1. Para la cuantificación de potasio se hicieron varias diluciones a partir de una alícuota de 10mL, posteriormente se cuantificó mediante un espectrofotómetro de absorción atómica.

Azufre (SO_4^{2-}). Se realizó una digestión de la muestra con HNO_3 , enseguida se tomaron 5mL de digerido y se añadió BaCl_2 y solución acondicionadora, se agito durante 2 min e inmediatamente se determinó la concentración de azufre por medio de la absorción de luz del BaSO_4 en un espectrofotómetro a 440nm.

Análisis nutrimental de agua de lluvia y de escurrimiento fustal

A todas las muestras de agua de lluvia y de escurrimiento fustal se les dio un tratamiento con H_2O_2 para degradar la materia orgánica. En N, P y K se cuantificó con las técnicas establecidas en diferentes normas mexicanas para el análisis de agua.

Nitrógeno total (NMX-AA-026-SCFI-2001). Se diluyo la muestra con agua y se hizo una digestión con $\text{K}_2\text{SO}_4/\text{Cu}_2\text{SO}_4$ y H_2SO_4 . Enseguida se llevó a cabo una destilación con $\text{NaOH}/\text{H}_2\text{S}_2\text{O}_3$ y se recolectó en H_3BO_3 con indicador

posteriormente se cuantificó el N total mediante una valoración con H_2SO_4 0.05N.

Fósforo total (NMX-AA-029-SCFI-2001). Se hizo una digestión de la muestra con $\text{H}_2\text{SO}_4/\text{HNO}_3$ y $(\text{NH}_4)_2\text{S}_2\text{O}_8$, después se adicionó el reactivo vanadomolibdico que se combina con el P para formar un compuesto de color amarillo, por medio de un espectrofotómetro se registró la absorbancia de esta mezcla en un intervalo de 400 a 490 nm.

Potasio (NMX-AA-051-SCFI-2001). Se filtró la muestra y se acidificó con HNO_3 para analizarla directamente por espectrofotometría de absorción atómica a 766 nm.

Azufre (Turbidimetría). A la muestra se le agregó directamente BaCl_2 que reacciona formando sulfato de bario, compuesto no soluble en agua y con ayuda de solución acondicionadora se cuantificó la absorción de luz en una espectrofotómetro a 440 nm.

RESULTADOS

Sitios donde se registró *Trichocentrum andreanum*

Durante los recorridos realizados en el área de estudio se identificaron sitios donde *Trichocentrum andreanum* crece naturalmente, estos fueron georreferenciados y se nombraron como se conocen comúnmente (cuadro 1).

Cuadro 1. Sitios donde se registró *Trichocentrum andreanum* en Putla Villa de Guerrero, Oaxaca.

Sitio	Nombre del lugar	Coordenadas	Altitud (m)
1	Alrededores de Puente Grande	16° 58' 52.1'' 97° 53' 34.8''	740
2	Rancho La Margarita 6 km al suroeste de Putla	16° 58' 54'' 97° 54' 29.8''	746
3	2 km al N de la carretera Putla-Pinotepa Nacional	16° 59' 07'' 97° 53' 46.5''	718
4	4 km al oeste de la Palizada Rancho La Margarita	16° 59' 09.8'' 97° 54' 27.5''	722
5	2 km al noroeste del Puente Grande	16° 59' 17.1'' 97° 53' 55.6''	740
6	Panteón Municipal	17° 01' 31.3'' 97° 55' 29.2''	786
7	1 km al este del campo de aviación	17° 01' 49.5'' 97° 55' 03.6''	738

Los forofitos con individuos de *T. andreanum* fueron identificados en campo e inventariados (cuadro 2).

De acuerdo con la metodología se muestrearon diez árboles de cada especie de forofito y se registró el número de individuos de *T. andreanum* para determinar en qué especies de forofito predomina el crecimiento de la orquídea (cuadro 2). En los forofitos con un promedio mayor de individuos de la orquídea, se tomaron las muestras de sustrato, materia orgánica y tejido vegetal y fueron *Citrus sinensis*, *Gliricidia sepium*, *Inga spuria* y *Mangifera indica* (cuadro 3).

Cuadro 2. Especies de forofitos donde crece naturalmente *Trichocentrum andreanum*.

Especie
<i>Andira inermis</i>
<i>Ceiba pentandra</i>
<i>Citrus sinensis</i>
<i>Coccoloba barbadensis</i>
<i>Coffea arabica</i>
<i>Dendropanax arboreus</i>
<i>Eugenia jambos</i>
<i>Ficus insipida</i>
<i>Gliricidia sepium</i>
<i>Guazuma ulmifolia</i>
<i>Inga spuria</i>
<i>Mangifera indica</i>
<i>Homalium racemosum</i>
<i>Pachira aquatica</i>
<i>Salix bonplandiana</i>
<i>Tabebuia rosea</i>

Cuadro 3. Promedio de individuos de *Trichocentrum andreanum* para cada especie de forofito.

Forofito	Promedio de individuos	Total de individuos
<i>Andira inermis</i>	1	10
<i>Ceiba pentandra</i>	0,3	3
<i>Citrus sinensis</i>	2.8	28
<i>Coccoloba barbadensis</i>	1.2	12
<i>Coffea arabica</i>	1.2	12
<i>Dendropanax arboreus</i>	0.2	2
<i>Eugenia jambos</i>	0.2	2
<i>Ficus insípida</i>	1.1	11
<i>Gliricidia sepium</i>	2.6	26
<i>Inga spuria</i>	2	20
<i>Mangifera indica</i>	2.7	27
<i>Homalium racemosum</i>	1.2	12
<i>Pachira aquatica</i>	1.1	11
<i>Salix bonplandiana</i>	1.2	12

En el cuadro 4 se muestra el promedio de individuos creciendo registrados en cada una de las cinco zonas en que se dividieron los forofitos, en la

parte final del cuadro hay un promedio que se tomó como referencia para elegir las zonas en las que predomina *T. andreanum*, de este modo se seleccionaron las zonas 3 y 4, parte basal y media de la copa respectivamente.

Cuadro 4. Promedio de individuos de *Trichocentrum andreanum* en cada una de las zonas en que se dividieron los forofitos.

Zona	Promedio de individuos por zona	Total de individuos por zona
Zona 1	0.035	5
Zona2	0.114	16
Zona 3	0.314	44
Zona 4	0.764	107
Zona 5	0.114	16
Promedio	0.268	

Contenido nutrimental en el sustrato

Se obtuvo la concentración de cuatro nutrimentos (nitrógeno, fósforo, potasio y azufre) en muestras compuestas de sustrato correspondientes a los forofitos; *Citrus sinensis*, *Gliricidia sepium*, *Inga spuria* y *Mangifera indica*. En el cuadro 5 se presentan los resultados obtenidos expresados en centimoles por kilogramo (cmol kg^{-1}) y su equivalencia en porcentaje (%).

En relación con el nitrógeno se registró la concentración mínima durante la época de lluvias ($125.998 \text{ cmol kg}^{-1}$) y, la máxima durante el periodo de sequía ($472.496 \text{ cmol kg}^{-1}$). De acuerdo con el análisis estadístico se observaron diferencias significativas entre forofitos ($p\text{-valor}=0.0001$) y se realizó la prueba de Tukey ($\text{DMS}=2.614$), la cual mostró que el contenido de nitrógeno no es estadísticamente significativo en *I. spuria* y *G. sepium* pero si con el resto de las especies de forofitos. Se registró la concentración media más alta, 202 cmol kg^{-1} en *I. spuria* y *G. sepium*, por lo tanto ambas especies favorecen el aporte de nitrógeno. Por lo que se refiere a las épocas de muestreo, hay diferencias significativas ($p\text{-valor} = 0.0001$). La concentración más alta de N se anotó en la época de sequía.

Cuadro 5. Concentración de nutrientes expresado en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje de las muestras compuestas de sustrato en los forofitos muestreados.

	Nitrógeno				Fósforo				Potasio				Azufre			
	cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%	
	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias
<i>Citrus sinensis</i>	362.247	220.498	5.071	3.087	3.104	4.412	0.096	0.136	3.743	16.003	0.146	0.625	284.501	155.943	0.284	0.155
<i>Gliricidia sepium</i>	251.997	346.497	3.528	4.851	1.406	2.592	0.043	0.080	2.576	13.861	0.100	0.542	217.292	94.594	0.217	0.094
<i>Inga spuria</i>	472.496	125.998	6.615	1.764	3.476	2.644	0.107	0.081	9.258	22.045	0.362	0.862	436.139	114.446	0.436	0.114
<i>Mangifera indica</i>	283.497	157.498	3.969	2.205	2.255	1.003	0.069	0.015	4.526	8.426	0.177	0.329	371.801	151.040	0.371	0.151

Cuadro 6. Concentración promedio de nutrientes en el sustrato, expresado en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje.

	Nitrógeno				Fósforo				Potasio				Azufre			
	cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%	
	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias
	342.559	212.623	4.795	2.976	2.560	2.663	0.079	0.078	5.026	15.084	0.196	0.589	327.433	129.006	0.327	0.129

Cuadro 7. Concentración total de nutrientes en el sustrato, expresado en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje.

Nitrógeno		Fósforo		Potasio		Azufre	
cmol kg ⁻¹	%						
277.591	3.886	2.612	0.078	10.055	0.393	228.219	0.228

En relación con el fósforo las concentraciones mínima y máxima se anotaron en la época de lluvias (1.003 y 4.412 cmol kg^{-1}), y de acuerdo con el análisis estadístico no hay diferencias significativas entre épocas de muestreo ($p\text{-valor}=0.9084$). Para las especies de forofitos no hay diferencias significativas ($p\text{-valor}=0.1039$) por lo que el contenido de fósforo no se ve afectado por la especie de forofito.

La concentración mínima de potasio se registró en la época de sequía y la máxima en la lluviosa (2.576 y 22.045 cmol kg^{-1} respectivamente) y existe diferencia significativa entre las épocas de muestreo ($p\text{-valor}=0.0002$) cuadro 5. El contenido de potasio está en función de la especie de forofito, se registraron diferencias significativas entre ellos ($p\text{-valor}=0.0001$), y de acuerdo con la prueba de Tukey (DMS=2.614) la concentración promedio de este nutrimento en cada forofito difiere significativamente (Fig. 1). La concentración promedio máxima se registró en *Inga spuria*, que es el forofito donde se desarrolla el sustrato que más potasio aporta al hábitat donde se establece *Trichocentrum andreanum*.

Para el azufre se presenta la concentración máxima 436.139 cmol kg^{-1} durante la sequía y la mínima 94.594 cmol kg^{-1} en la época húmeda, y son significativamente diferentes ($p\text{-valor}=0.0001$). Entre especies de forofitos también hay diferencias significativas ($p\text{-valor}=0.0027$), con la prueba de Tukey (DMS=76.648) se observa que las medias son diferentes estadísticamente y la concentración media máxima se registró en *Inga spuria* con 275.29 cmol kg^{-1} , sin embargo la concentración de azufre en esta especie no difiere de *Mangifera. indica* pero si del resto de los forofitos (Fig. 1).

Contenido nutrimental en materia orgánica

La concentración de nitrógeno, fósforo, potasio y azufre, se observa en el cuadro 8, expresada en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje.

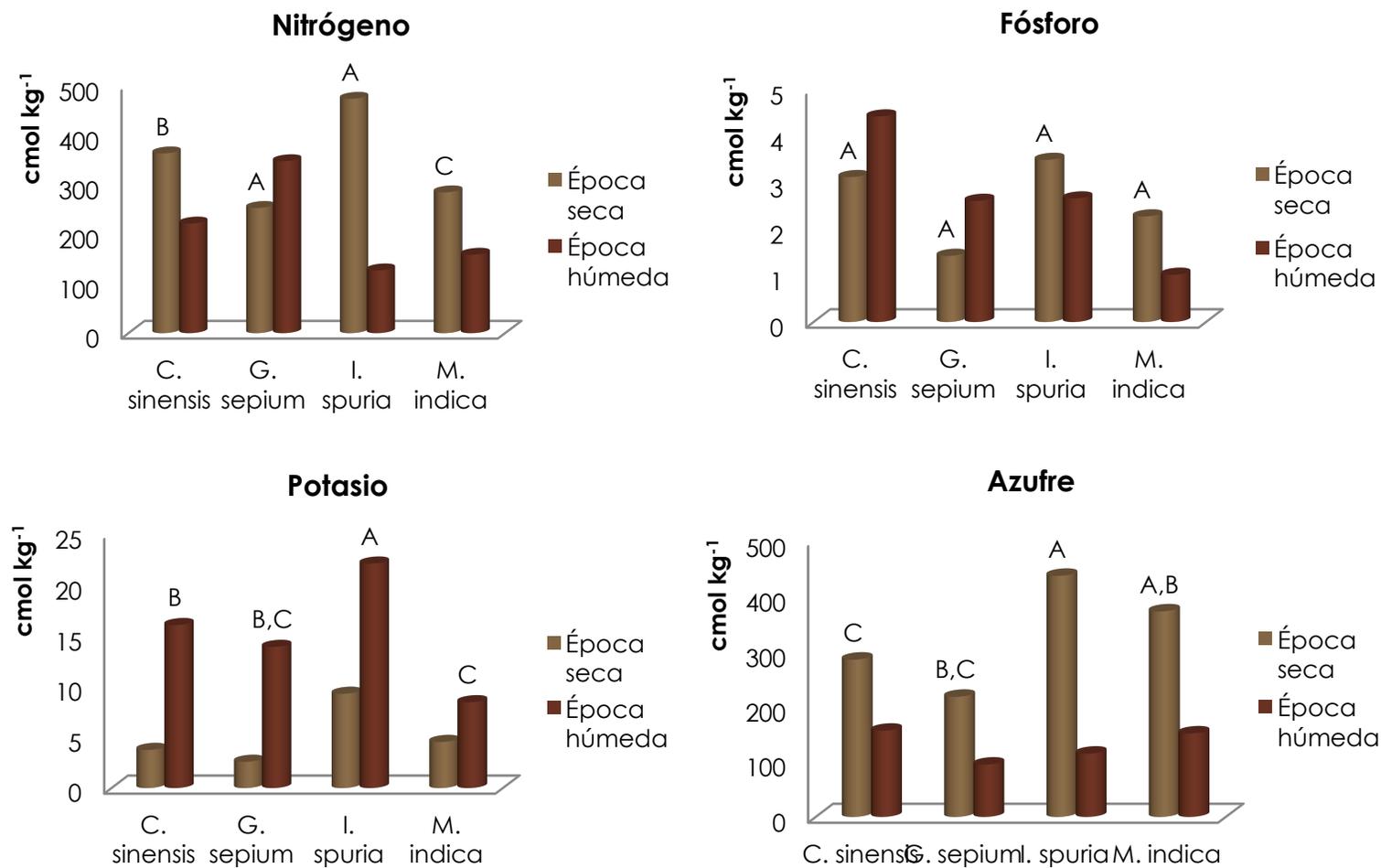


Figura 2. Contenido nutricional (cmol kg⁻¹) del sustrato entre época seca y húmeda en las diferentes especies de forofitos.

*Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$). Dato promedio de los dos periodos

En cuanto al nitrógeno la concentración máxima se presentó en la época seca (330.747 cmol kg⁻¹), mientras que la mínima se registró durante las lluvias (188.998 cmol kg⁻¹). De acuerdo con el análisis estadístico se anotaron diferencias significativas entre forofitos (p-valor=0.0001) y con la prueba de Tukey (DMS=2.505) *Mangifera indica* difiere estadísticamente del resto de los forofitos, mientras que *Citrus sinensis* y *Gliricidia sepium* no son diferentes estadísticamente, esta prueba también mostró que la media máxima corresponde a *M. indica* con 314.99 cmol kg⁻¹ por lo tanto, este forofito es el hábitat que aporta una cantidad mayor de nitrógeno. Las dos épocas del año en que se realizaron los muestreos también registraron diferencias significativas (p-valor = 0.0001), en la época de sequía se registró la media más alta de este nutrimento.

Con respecto al fósforo se registró la concentración máxima en el periodo seco y la mínima en el periodo húmedo (4.431 y 1.67 cmol kg⁻¹), y no hay diferencias significativas entre épocas de muestreo (Fig.2), tampoco entre forofitos (p-valor=0.205) por lo tanto, la especie de forofito no influye en el contenido de fósforo presente en la materia orgánica.

Para el potasio la concentración máxima 16.051 cmol kg⁻¹ correspondió a la época de sequía y la mínima 10.44 cmol kg⁻¹ al periodo húmedo, si hay diferencias significativas entre las épocas (p-valor=0.0001). Para las especies de forofitos se registraron diferencias significativas (p-valor=0.0025), con la prueba de Tukey (DMS=2.505) se anotó que solo *G. sepium* es diferente estadísticamente, y *C. sinensis* presentó la media más alta por lo tanto, este forofito es el hábitat para un aporte mayor de potasio en materia orgánica.

En cuanto al azufre en la época de sequía se registró 459.818 cmol kg⁻¹ y durante la lluviosa 163 cmol kg⁻¹, y de acuerdo el análisis estadístico si hay diferencias significativas (p-valor=0.0001). Entre las especies de forofitos también se registraron diferencias significativas (p-valor=0.0001), y con la prueba de Tukey (DMS=2.505) se encontró que todos los forofitos difieren estadísticamente. *C. sinensis* presentó la media más alta por lo que se considera el hábitat adecuado para el aporte de azufre.

Cuadro 8. Concentración de nutrimentos expresada en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje de las muestras compuestas de materia orgánica en los forofitos muestreados.

	Nitrógeno				Fósforo				Potasio				Azufre			
	cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%	
	Época seca	Época húmeda	Época seca	Época húmeda	Época seca	Época húmeda	Época seca	Época húmeda	Época seca	Época húmeda	Época seca	Época húmeda	Época seca	Época húmeda	Época seca	Época húmeda
Citrus sinensis	330.747	236.247	4.63	3.307	4.431	1.823	0.137	0.056	16.051	14.625	0.627	0.571	459.818	179.621	0.459	0.179
Gliricidia sepium	ND	188.998	ND	2.646	ND	1.68	ND	0.0517	ND	10.44	ND	0.408	ND	162.999	ND	0.162
Mangifera indica	ND	314.997	ND	4.41	ND	1.67	ND	0.051	ND	13.989	ND	0.547	ND	172.805	ND	0.172

*ND. No determinado

Cuadro 9. Concentración promedio de nutrimentos expresada en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje de las muestras compuestas de materia orgánica en los forofitos muestreados.

	Nitrógeno		Fósforo		Potasio		Azufre	
	cmol kg ⁻¹	%						
Citrus sinensis	283.497	3.968	3.123	0.096	15.338	0.599	319.719	0.319
Gliricidia sepium	188.998	2.646	1.68	0.051	10.44	0.408	162.999	0.162
Mangifera indica	314.997	4.41	1.67	0.051	13.989	0.547	172.805	0.172

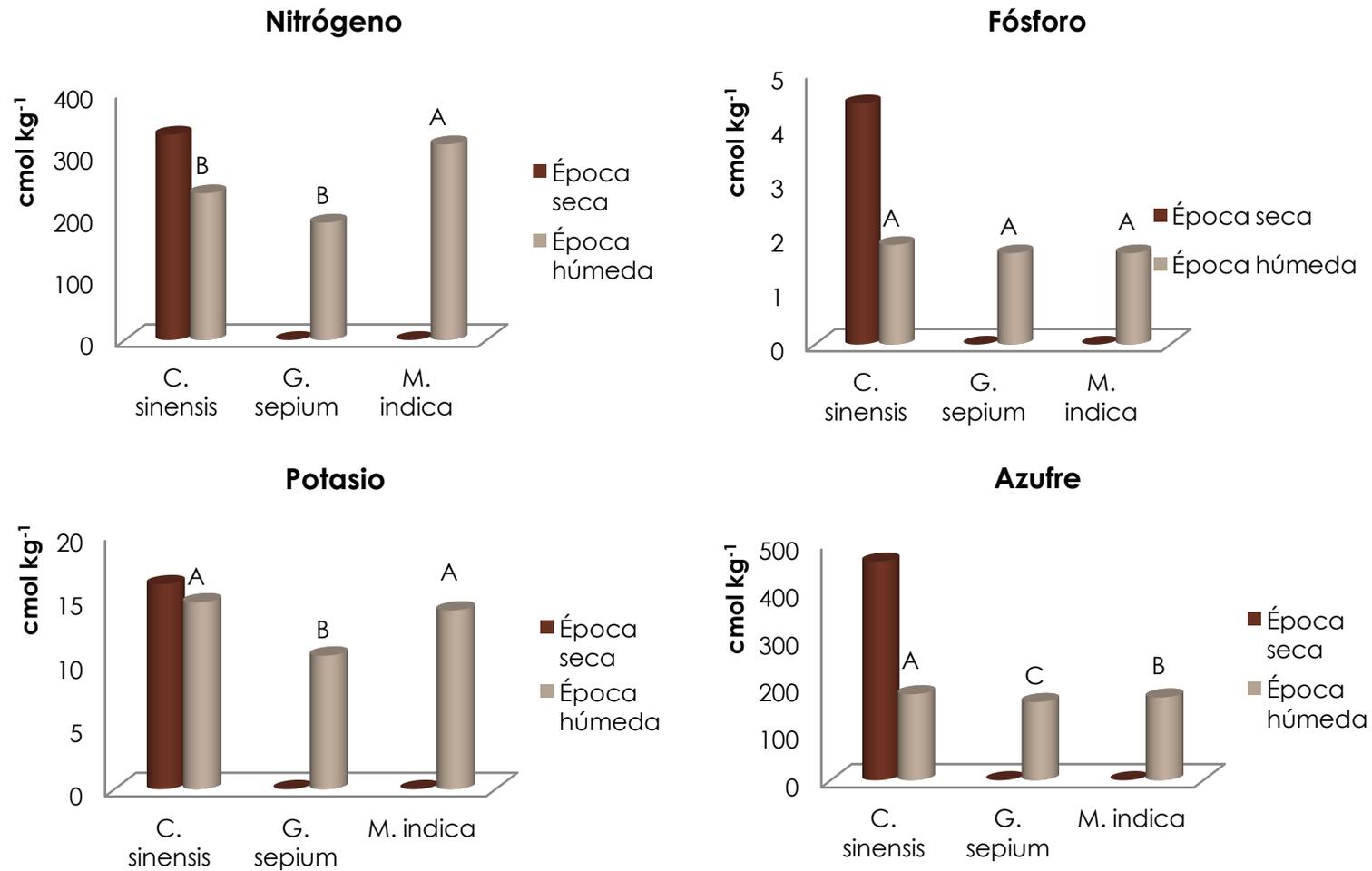


Figura 3. Contenido nutrimental (cmol kg⁻¹) de la materia orgánica entre época seca y húmeda en las diferentes especies de forofitos.

Contenido nutrimental en tejido vegetal.

La concentración de nitrógeno, fósforo, potasio y azufre correspondiente a cada especie de forofito, en cada órgano de *Trichocentrum andreanum*, se observa en el cuadro 9, expresada en centímol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje. En el cuadro 10 se anota el promedio del contenido nutrimental de cada órgano con las unidades antes mencionadas.

En relación con el contenido de nitrógeno en las raíces se tienen diferencias significativas (p -valor=0.0001) y por medio de la prueba de Tukey (DMS=2.611) *Mangifera indica* y *Citrus sinensis* son diferentes significativamente del resto de los forofitos pero no entre ellos, éstas especies registraron la media más alta (267.75 cmol kg^{-1}), por lo que ambos favorecen un hábitat adecuado para que la raíz de *T. andreanum* acumule concentraciones altas de nitrógeno.

Para los pseudobulbos el contenido de nitrógeno depende de la especie de forofito (p -valor=0.0001). La prueba de Tukey (DMS=2.614) demostró que existe diferencia significativa entre *C. sinensis*, *G. sepium* y el resto de los forofitos, mientras que en *Mangifera indica* e *I. spuria* esta diferencia no se registró y presentan la media más alta (236.24 cmol kg^{-1}) y favorecen el contenido de nitrógeno en el pseudobulbo.

El contenido de nitrógeno en las hojas es dependiente del forofito (p -valor=0.0001), la prueba de Tukey (DMS=2.614) demostró que todos los forofitos son estadísticamente diferentes y la media más alta se registró en *Inga spuria* (504 cmol kg^{-1}), este forofito es el mejor hábitat para el aporte de nitrógeno en las hojas.

Para el eje floral las diferencias son significativas (p -valor 0.0001) en todos los forofitos (DMS=2.614) y la media más alta la presentó *G. sepium* (315 cmol kg^{-1}) cuyo hábitat aporta la mayor cantidad de nitrógeno al eje floral.

En las flores se anotaron concentraciones elevadas de nitrógeno, y éstas dependen de la especie de forofito (p -valor=0.0001), las diferencias son significativas (DMS=2.505) entre *C. sinensis* y el resto de los forofitos, pero no en *Mangifera indica* e *I. spuria*, presentando estos últimos la media más

alta (504 cmol kg^{-1}) por lo que ambos favorecen el aporte de nitrógeno a las flores.

Entre los diferentes órganos obtuvimos diferencias significativas en el contenido de nitrógeno ($p\text{-valor}=0.0001$) y la prueba de Tukey ($DMS=2.742$) mostró que las medias entre órganos son diferentes estadísticamente, excepto entre el eje floral y la raíz, con la media más alta están las flores ($446.24 \text{ cmol kg}^{-1}$) por lo tanto es el órgano con mayor concentración de nitrógeno.

Para el fósforo, en las raíces no hay diferencias significativas entre los forofitos ($p\text{-valor}=0.8431$) y la especie de forofito no influye en su contenido. En los pseudobulbos el contenido de fósforo tampoco se relaciona con la especie de forofito ($p\text{-valor}=0.9778$).

En el resto de los órganos no existen diferencias significativas en el contenido de fósforo para los diferentes forofitos ($p\text{-valor}=0.5041$ para la hoja, $p\text{-valor}=0.5801$ para el eje floral y $p\text{-valor}=0.2558$ para la flor), por lo tanto, el contenido de fósforo no depende de la especie de forofito.

Se anotaron diferencias significativas en el contenido de fósforo de los diferentes órganos ($p\text{-valor}=0.0001$) y la prueba de Tukey ($DMS=3.032$) demostró que la diferencia es significativa solo en las flores con el resto de los órganos, correspondiendo la media más alta a este último ($11.51 \text{ cmol kg}^{-1}$), y es el órgano que más fósforo acumula.

Para el potasio en las raíces si hay diferencias significativas ($p\text{-valor}=0.0001$) por lo que el contenido de potasio en este órgano depende de la especie de forofito. La prueba de Tukey ($DMS=2.614$) demostró que el contenido de potasio difiere estadísticamente en todos los forofitos excepto entre *G. sepium* y *M. indica*, y la media máxima está en *Inga spuria* ($21.09 \text{ cmol kg}^{-1}$), este forofito favorece el contenido de potasio en raíces.

En los pseudobulbos también el contenido de potasio depende de la especie de forofito ($p\text{-valor}=0.0001$), la prueba de Tukey ($DMS=2.614$) demostró que entre los forofitos hay diferencias significativas excepto entre *I. spuria*, *C. sinensis* y *G. sepium*, la media máxima correspondió a *M. indica* ($26.73 \text{ cmol kg}^{-1}$), que es el hábitat para el mayor aporte de potasio al pseudobulbo.

El contenido de potasio en las hojas se relaciona con la especie de forofito, pues se registraron diferencias significativas (p -valor=0.0001), la prueba de Tukey (DMS=2.491) demostró que las diferencias estadísticas son entre todos los forofitos excepto entre *G. sepium* y *M. indica*. La media más alta la presentó *Inga spuria* (85.52 cmol kg^{-1}), forofito más favorable para el aporte de potasio en las hojas.

Con respecto a los ejes florales también hay diferencias significativas entre los forofitos (p -valor=0.0001), por lo tanto el contenido de potasio depende de la especie de forofito. La prueba de Tukey (DMS=2.614) indicó que los forofitos son estadísticamente diferentes entre sí, excepto *I. spuria* y *M. indica*, quienes también presentan la media más alta (21.85 y 20.36 cmol kg^{-1}) por lo que ambos favorecen el aporte de potasio a los ejes florales.

En las flores hay diferencias significativas en el contenido de fósforo (p -valor=0.0001) entre los forofitos y la prueba de Tukey (DMS=2.505) indicó que todos los forofitos son estadísticamente diferentes; la media más alta la registró *I. spuria* (95.38 cmol kg^{-1}) quien representa el mejor hábitat para el aporte de potasio a las flores.

Se anotaron diferencias significativas en el contenido de potasio de los diferentes órganos (p -valor=0.0001), y la prueba de Tukey (DMS=2.831) mostró que hay diferencias estadísticas entre los órganos excepto entre los ejes florales y las raíces. La media máxima correspondió a las flores (57.52 cmol kg^{-1}), órgano con mayor acumulación de potasio.

El contenido de azufre en las raíces depende de la especie de forofito (p -valor=0.0001) ya que todos ellos excepto *M. indica* y *G. sepium* son estadísticamente diferentes (DMS=2.614). La media más alta la presentan los forofitos antes mencionados con 140.03 y 138.96 cmol kg^{-1} respectivamente, por lo que ambos favorecen el contenido de azufre en las raíces.

En los pseudobulbos el contenido de azufre se relaciona con la especie de forofito (p -valor=0.0001). La prueba de Tukey (DMS=2.614) indicó que hay diferencias significativas entre los forofitos excepto entre *C. sinensis* y *M. indica*, quienes también presentaron la media más alta (96.68 y 95.91 cmol kg^{-1}) mostrando que favorecen el aporte de azufre al pseudobulbo.

Tanto en las hojas como en las flores hay diferencias significativas entre los forofitos (p-valor =0.0001). La prueba de Tukey señalo que todos los forofitos son estadísticamente diferentes (DMS=2.614 para hoja y DMS=2.296 para flor). En las hojas la media máxima se registró en *M. indica* (66.01 cmol kg⁻¹) y es el forofito que conforma el hábitat que mayor aporte de azufre brinda a este órgano. En las flores la media más alta correspondió a *C. sinensis* (321.33 cmol kg⁻¹) y es el forofito que más favorece el contenido de azufre en las flores.

En el eje floral el contenido de azufre también depende de la especie de forofito (p-valor=0.0001), y todos los forofitos excepto *M. indica* e *Inga spuria* son estadísticamente diferentes (DMS=2.589), la media más alta la presenta *C. sinensis* (28.1 cmol kg⁻¹), esta especie constituye el hábitat que aporta mayor cantidad de azufre al eje floral.

Se obtuvieron diferencias significativas en el contenido de azufre en los diferentes órganos (p-valor=0.0001). La prueba de Tukey (DMS=2.742) demostró que todas las medias de azufre en los órganos son estadísticamente diferentes, teniendo la media máxima en las flores (212.31 cmol kg⁻¹) siendo este el órganos con mayor acumulación de azufre.

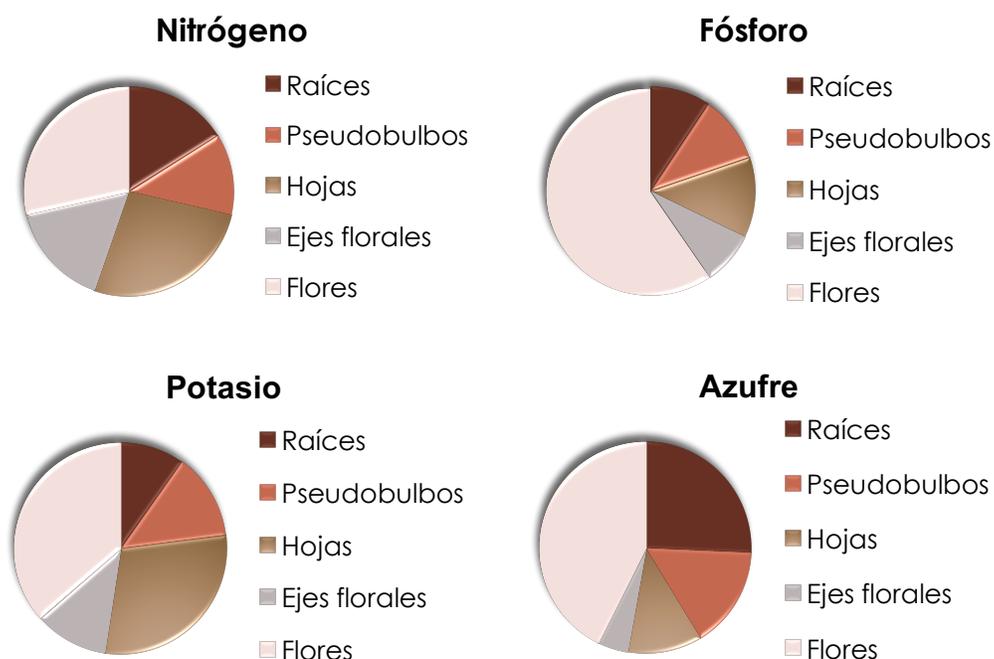


Figura 4. Contenido nutrimental en los órganos de *Trichocentrum andreaanum* expresado en cmol kg⁻¹.

De acuerdo con la figura 3, para el nitrógeno podemos observar que la mayor concentración se registró en las flores y en las hojas con 446.246 y 4418.356 cmol kg^{-1} respectivamente, seguida de los ejes florales con 253.966 cmol kg^{-1} , raíces con 252 cmol kg^{-1} y los pseudobulbos con 196.873 cmol kg^{-1} .

Con respecto al fósforo la mayor concentración se presentó en las flores con 11.516 cmol kg^{-1} , mientras que, en el resto de los órganos las concentraciones fueron muy similares 2.401 cmol kg^{-1} , 2.027 cmol kg^{-1} , 1.794 cmol kg^{-1} , y 1.592 cmol kg^{-1} para hojas, pseudobulbos, raíces y ejes florales respectivamente.

Cuadro 10. Concentración de nutrimentos expresado en centímol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje de los órganos de *Trichocentrum andreanum* en los forofitos muestreados.

Raíz	NTRÓGENO				FÓSFORO				POTASIO				AZUFRE			
	cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%	
	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias	Época seca	Época de lluvias
<i>Citrus sinensis</i>	314.997	220.498	4.41	3.087	2.043	2.153	0.063	0.066	13.341	18.944	0.521	0.740	117.077	141.234	0.117	0.141
<i>Gliricidia sepium</i>	251.997	220.498	3.528	3.087	2.202	1.722	0.068	0.053	9.414	16.035	0.368	0.627	137.407	140.516	0.137	0.140
<i>Mangifera indica</i>	377.996	157.498	5.292	2.205	1.724	1.114	0.053	0.034	7.639	16.515	0.298	0.645	144.582	135.493	0.144	0.135
<i>Inga spuria</i>	377.996	94.499	5.292	1.323	1.671	1.722	0.051	0.053	19.193	23.004	0.750	0.899	98.660	102.726	0.098	0.102
Seudobulbo	cmol kg ⁻¹		%													
<i>Citrus sinensis</i>	157.498	188.998	2.205	2.646	1.756	2.635	0.054	0.081	25.165	15.923	0.984	0.622	55.847	137.526	0.055	0.137
<i>Gliricidia sepium</i>	125.998	157.498	1.764	2.205	2.260	1.874	0.070	0.058	23.195	10.153	0.906	0.397	47.237	80.004	0.047	0.080
<i>Mangifera indica</i>	220.498	251.997	3.087	3.528	1.517	2.482	0.047	0.076	39.167	14.309	1.531	0.559	76.895	114.924	0.076	0.114
<i>Inga spuria</i>	220.498	251.997	3.087	3.528	1.464	2.229	0.045	0.069	21.561	16.547	0.843	0.647	35.039	73.068	0.035	0.073
Hoja	cmol kg ⁻¹		%													
<i>Citrus sinensis</i>	464.621	393.746	6.504	5.512	2.154	4.129	0.066	0.127	56.029	44.091	2.190	1.724	51.124	70.916	0.051	0.070
<i>Gliricidia sepium</i>	377.996	409.496	5.292	5.733	1.783	2.026	0.055	0.062	27.597	26.041	1.079	1.018	49.390	44.367	0.049	0.044
<i>Mangifera indica</i>	409.496	283.497	5.733	3.969	2.473	1.874	0.076	0.058	30.052	20.734	1.175	0.810	69.720	62.305	0.069	0.062
<i>Inga spuria</i>	503.995	503.995	7.056	7.056	1.677	3.091	0.051	0.095	114.166	52.594	4.464	2.056	44.606	57.761	0.044	0.057

Eje floral	NTRÓGENO		FÓSFORO		POTASIO		AZUFRE	
	cmol kg ⁻¹	%						
<i>Citrus sinensis</i>	228.373	3.197	1.937	0.059	17.621	0.689	28.103	0.028
<i>Gliricidia sepium</i>	314.997	4.41	0.875	0.027	10.437	0.408	19.014	0.019
<i>Mangifera indica</i>	220.498	3.087	1.937	0.059	20.366	0.796	22.363	0.022
<i>Inga spuria</i>	251.997	3.528	1.618	0.050	21.853	0.854	21.884	0.021

Flor	cmol kg ⁻¹							
	cmol kg ⁻¹	%						
<i>Citrus sinensis</i>	330.747	4.630	12.312	0.381	28.436	1.118	321.334	0.321
<i>Mangifera indica</i>	503.995	7.056	10.800	0.334	48.758	1.906	191.939	0.191
<i>Inga spuria</i>	503.995	7.056	11.437	0.354	95.384	3.729	120.664	0.120

Cuadro 11. Concentración promedio de nutrientes expresada en centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje de los órganos de *Trichocentrum andreanum*.

	NITRÓGENO				FÓSFORO				POTASIO				AZUFRE			
	cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%		cmol kg ⁻¹		%	
	Época Seca	Época húmeda	Época seca	Época Húmeda	Época seca	Época Húmeda	Época seca	Época Húmeda	Época seca	Época Húmeda	Época seca	Época Húmeda	Época seca	Época Húmeda	Época seca	Época húmeda
Raíz	330.747	173.24	4.630	2.425	1.910	1.678	0.059	0.051	12.397	18.624	0.484	0.728	124.431	129.992	0.124	0.129
Pseudobulbo	181.123	212.622	2.535	2.976	1.750	2.305	0.054	0.071	27.272	14.233	1.066	0.556	53.755	101.381	0.053	0.101
Hoja	439.027	397.684	6.146	5.567	2.022	2.780	0.062	0.086	56.961	35.865	2.227	1.402	53.710	58.837	0.053	0.058
Eje floral	253.96	ND	3.555	ND	1.592	ND	0.049	ND	17.569	ND	0.686	ND	22.841	ND	0.022	ND
Flor	446.246	ND	6.247	ND	11.516	ND	0.356	ND	57.526	ND	2.249	ND	211.313	ND	0.211	ND

*ND. No determinado

Cuadro 12. Concentración total de nutrientes expresada en Centimol por kilogramo y su equivalencia en porcentaje de los órganos de *Trichocentrum andreanum*.

	Nitrógeno cmol kg ⁻¹		Fósforo cmol kg ⁻¹		Potasio cmol kg ⁻¹		Azufre cmol kg ⁻¹	
		%		%		%		%
Raíz	251.997	3.528	1.794	0.055	15.511	0.606	127.212	0.127
Pseudobulbo	196.873	2.756	2.027	0.062	20.752	0.811	77.568	0.077
Hoja	418.356	5.857	2.401	0.074	46.413	1.814	56.273	0.056
Eje floral	253.966	3.555	1.592	0.049	17.569	0.686	22.841	0.022
Flor	446.246	6.247	11.516	0.356	57.526	2.249	211.313	0.211
Promedio	313.488	4.388	3.866	0.119	31.554	1.233	99.041	0.099

En cuanto al potasio las concentraciones mayores se registraron en las flores y las hojas con 57.526 y 46.413 cmol kg^{-1} respectivamente, seguida de pseudobulbos 20.752 cmol kg^{-1} , ejes florales 17.569 cmol kg^{-1} y raíces 15.511 cmol kg^{-1} .

Para el azufre la concentración más alta correspondió a las flores 211.313 cmol kg^{-1} , seguidas de las raíces 127.212 cmol kg^{-1} , disminuyo en el resto de los órganos, pseudobulbos 77.568 cmol kg^{-1} , hojas y ejes florales 56.273 y 22.841 cmol kg^{-1} respectivamente.

En la figura 4 se muestra el contenido de cada nutrimento en todos los órganos de la planta. La mayor concentración correspondió al nitrógeno 313.488 cmol kg^{-1} , seguido del azufre 99.041 cmol kg^{-1} , el potasio 31.554 cmol kg^{-1} y por último el fósforo 3.866 cmol kg^{-1} .

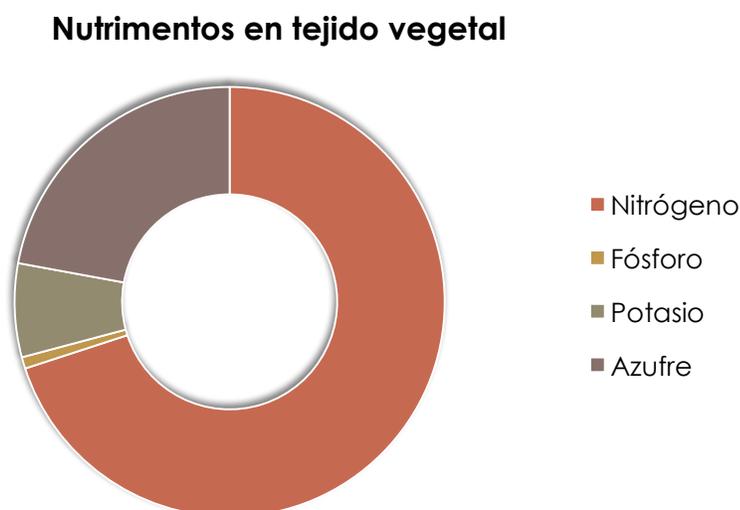


Figura 5. Contenido de cada nutrimento en los órganos analizados en *Trichocentrum andreanum*.

Contenido nutrimental en el agua de lluvia y de escurrimiento fustal muestreada en los sitios donde crece *Trichocentrum andreanum*

De acuerdo con los resultados obtenidos para las muestras de agua (cuadro 12) y con el análisis estadístico hay diferencias significativas en el

contenido de nitrógeno del agua proveniente del escurrimiento fustal y el agua de lluvia (p-valor=0.0001) entre los diferentes forofitos (DMS=2.501), la media máxima se registró en *Mangifera indica* (317.52 ppm). Esta especie aporta mayor cantidad de nitrógeno por escurrimiento fustal, al hábitat en el que se establece y desarrolla *Trichocentrum andreanum*.

El contenido de fósforo se relaciona con la especie de forofito (p-valor=0.0001). La prueba de Tukey demostró que todos los forofitos son estadísticamente diferentes (DMS=2.386). En las muestras de agua procedentes de *Inga spuria* se registró el contenido máximo de este elemento (1184.59 ppm), y dicha especie representa el hábitat con mayor aporte de fósforo por escurrimiento fustal.

Para el potasio se anotaron diferencias significativas entre los distintos forofitos (p-valor=0.0001) sin embargo, solo difiere *I. spuria* (DMS=2.614). Este último con la media más alta (12.7 ppm) constituyendo el hábitat más favorable en contenido de potasio.

La concentración de azufre es significativamente diferente entre los forofitos (p-valor=0.0001) (DMS=2.614). La concentración media máxima se obtuvo en la muestras de agua de *I. spuria*, especie en la que se desarrolla el hábitat con mayor aporte de azufre.

Cuadro 13. Contenido nutrimental en el agua de lluvia y de escurrimiento fustal en los forofitos muestreados para *Trichocentrum andreanum*, expresado en partes por millón y su equivalencia en porcentaje.

Forofito	Nitrógeno		Fósforo		Potasio		Azufre	
	Ppm	%	Ppm	%	Ppm	%	Ppm	%
<i>Citrus Sinensis</i>	238.14	0.0237	1132.802	0.112	8.2	0.00081	70.204	0.007
<i>Mangifera Indica</i>	317.52	0.0317	695.883	0.069	6.7	0.00067	49.127	0.0049
<i>Gliricidia Sepium</i>	211.68	0.0211	1011.952	0.101	5.2	0.00052	18.273	0.0018
<i>Inga Spuria</i>	246.96	0.0246	1184.594	0.118	12.7	0.00127	78.306	0.0078
Agua lluvia	105.84	0.0105	ND	ND	ND	ND	ND	ND

*ND. No detectado.

Dinámica de nutrientes en el hábitat de *Trichocentrum andreanum*

En las figuras 5-8 se muestran los diagramas en los que se observa el comportamiento de los nutrientes estudiados en este trabajo. Con base en el análisis nutrimental del sustrato, la materia orgánica, el agua de lluvia y de escurrimiento fustal, así como en los órganos de *Trichocentrum andreanum* se muestran las principales entradas y salidas del sistema, así como los almacenes principales.

Para los cuatro nutrientes las entradas principales son la descomposición de la materia orgánica, el escurrimiento fustal y la disponibilidad de los mismos, las salidas principales son el lavado de nutrientes y el desfronde. En cuanto a los almacenes destaca el sustrato, aunque este depende de la solubilización y disponibilidad del nutriente, la materia orgánica que depende de su acumulación y proceso de descomposición y los mismos órganos de la planta que implican la retranslocación y movilidad de cada nutriente.

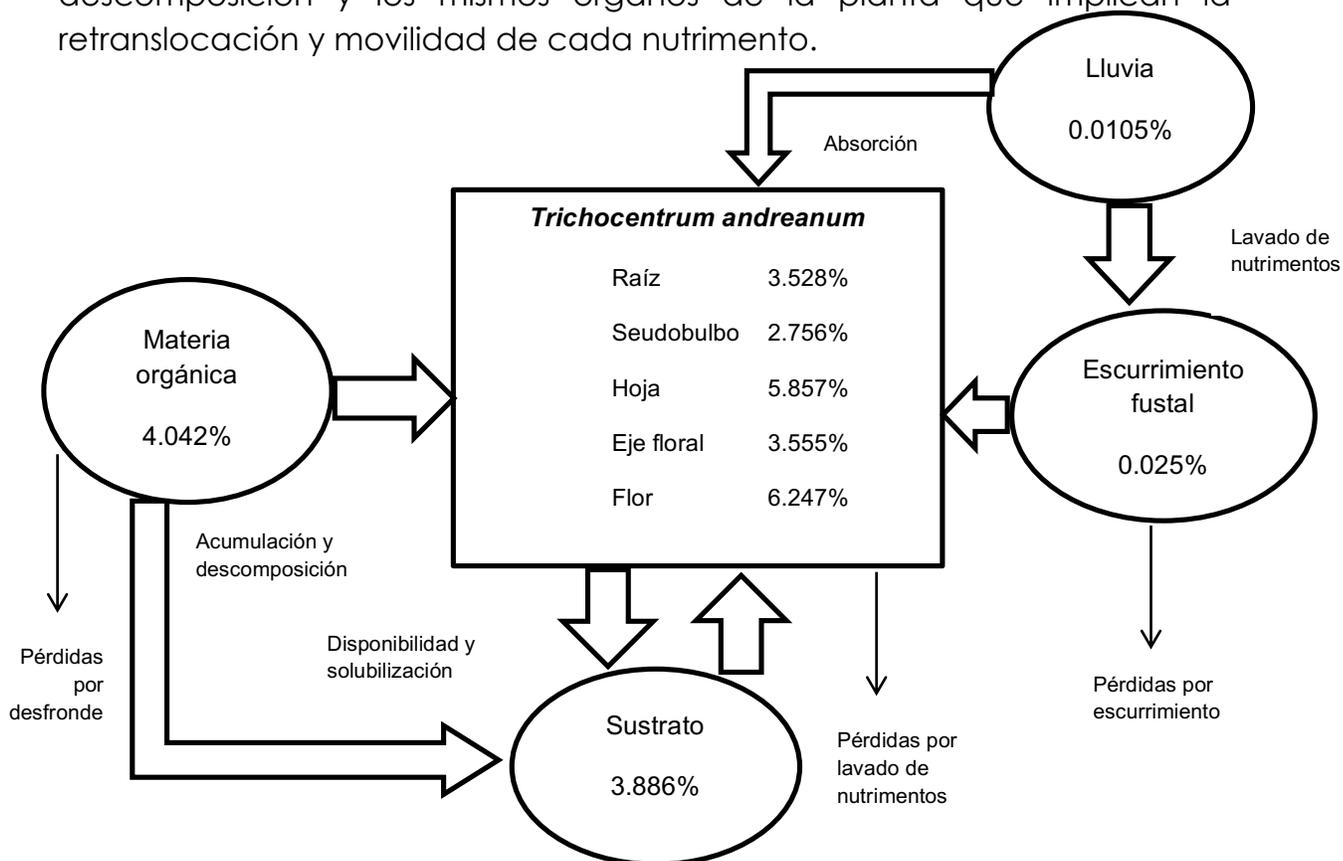


Figura 6. Dinámica del nitrógeno en el hábitat de *Trichocentrum andreanum*.

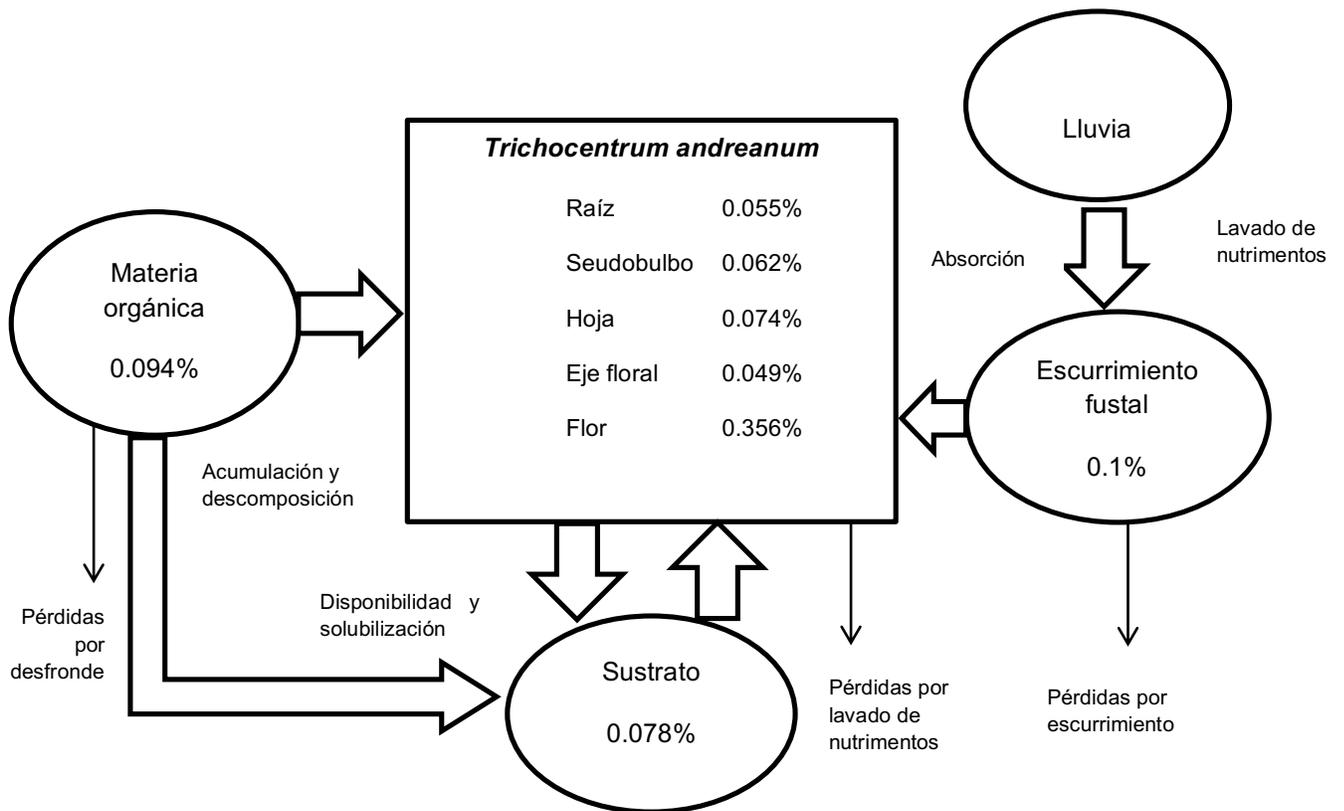


Figura 7. Dinámica del fósforo en el hábitat de *Trichocentrum andreaanum*.

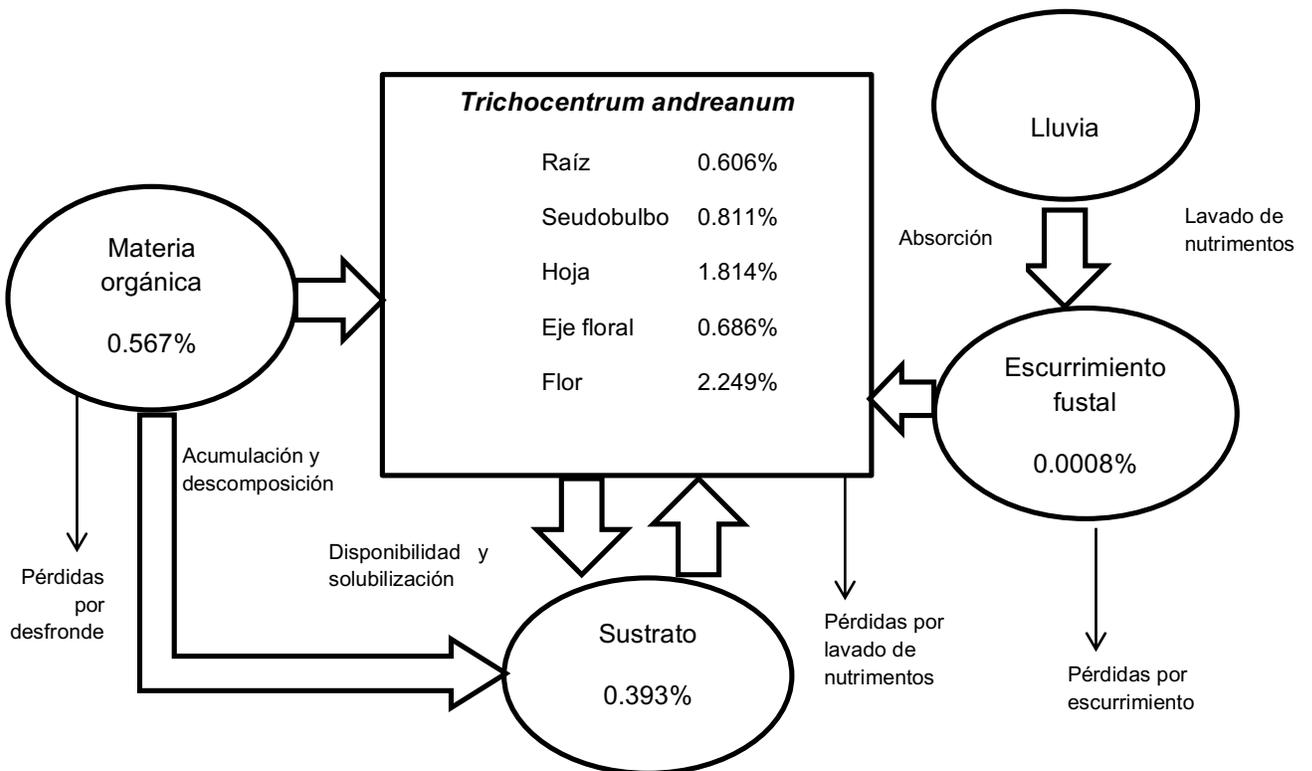


Figura 8. Dinámica del potasio en el hábitat de *Trichocentrum andreaanum*.

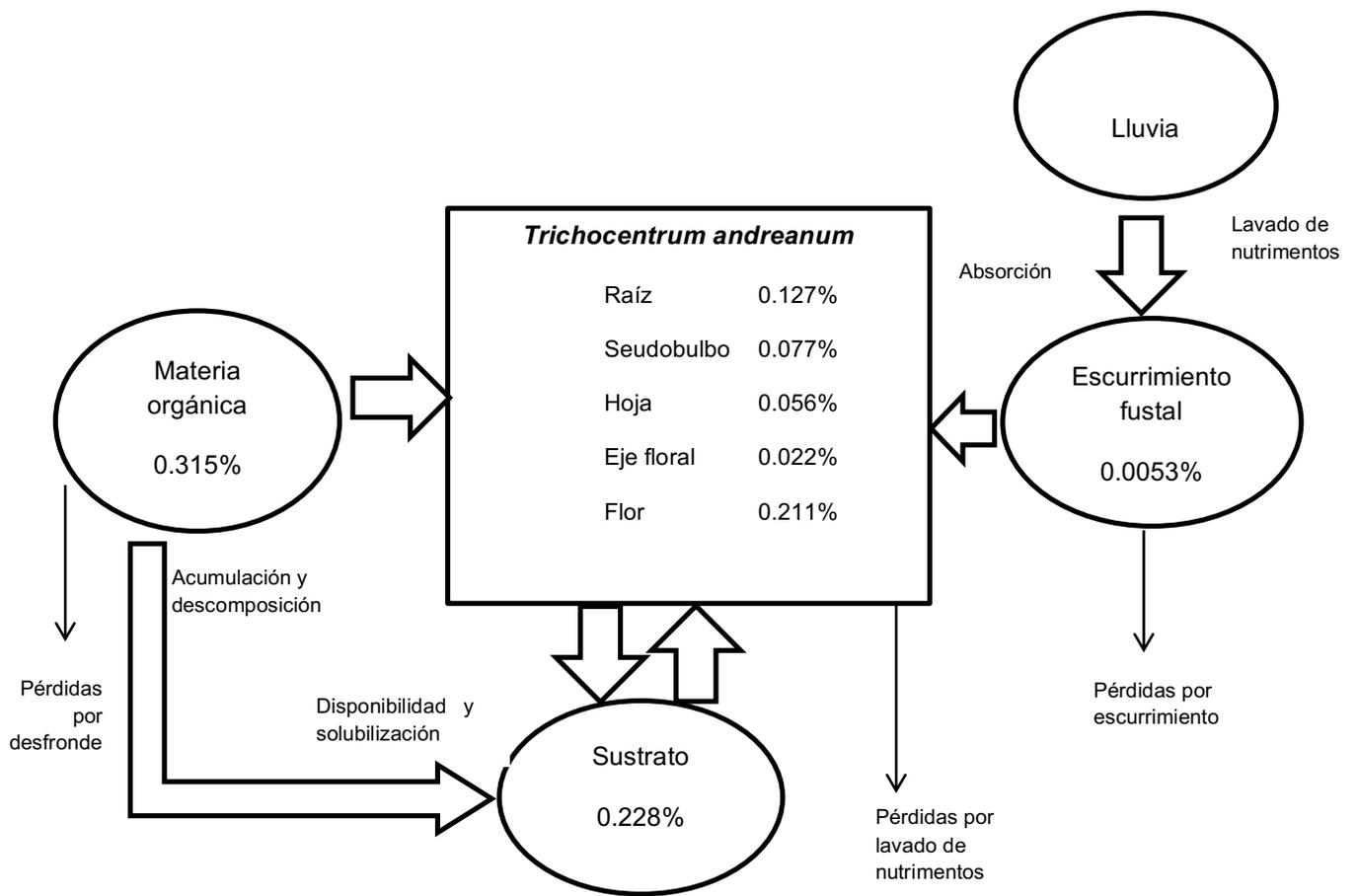


Figura 9. Dinámica del azufre en el hábitat de *Trichocentrum andreamum*.

Análisis de correlación de nutrientes

Sustrato - tejido vegetal

En el cuadro 13 se muestran las correlaciones entre el sustrato y el tejido vegetal obtenidas mediante el coeficiente de correlación de Pearson y nivel de significancia (p-valor).

La concentración de fósforo del sustrato y de las raíces, las flores y las hojas están altamente correlacionados positivamente, lo mismo para el nitrógeno del sustrato con el de las hojas y los ejes florales; y el contenido de potasio del sustrato con el de las flores. También hay correlaciones negativas fuertes en el azufre del sustrato con el de las flores, los ejes florales y los pseudobulbos; y el potasio del sustrato con el de los pseudobulbos.

Cuadro 14. Correlación de N, P, K y S del sustrato con los órganos de *Trichocentrum andreanum*.

Nutrientos	Pearson	p-valor	Nutrientos	Pearson	p-valor
K sustrato - N ejes florales	0.99	0.0842	S sustrato - S flores	-0.99	0.0721
S sustrato - K ejes florales	0.99	0.0694	K sustrato - S raíces	-0.99	0.066
K sustrato - N hojas	0.98	0.1131	S sustrato - P pseudobulbos	-0.98	0.1332
S sustrato - N pseudobulbos	0.97	0.1557	S sustrato - S ejes florales	-0.98	0.1117
S sustrato - N flores	0.97	0.1557	K sustrato - P ejes florales	-0.93	0.2386
P sustrato - P flores	0.96	0.1826	K sustrato - N raíces	-0.93	0.2386
P sustrato - P raíces	0.96	0.1915	K sustrato - S pseudobulbos	-0.92	0.2488
N sustrato - N hojas	0.92	0.2522	S sustrato - P hojas	-0.9	0.2879
N sustrato - K raíces	0.89	0.3068	K sustrato - K pseudobulbos	-0.88	0.3109
S sustrato - K flores	0.88	0.3196	P sustrato - K pseudobulbos	-0.87	0.3257
N sustrato - K hojas	0.87	0.3253	N sustrato - S hojas	-0.82	0.3893
P sustrato - P hojas	0.87	0.3259	S sustrato - P raíces	-0.79	0.4223
K sustrato - K flores	0.78	0.43	S sustrato - P flores	-0.78	0.4312
N sustrato - N ejes florales	0.76	0.4495	N sustrato - S raíces	-0.78	0.4313
N sustrato - P flores	0.76	0.4539	P sustrato - N pseudobulbos	-0.75	0.4581
N sustrato - P raíces	0.75	0.4628	P sustrato - N flores	-0.75	0.4581
P sustrato - S ejes florales	0.7	0.5021	S sustrato - S pseudobulbos	-0.71	0.5008

Materia orgánica - tejido vegetal

En el cuadro 14 se muestran las correlaciones entre la materia orgánica y el tejido vegetal obtenidas mediante el coeficiente de correlación de Pearson y nivel de significancia (p-valor).

Hay correlaciones positivas fuertes entre el fósforo de la materia orgánica y el de las hojas y los pseudobulbos, igualmente para el nitrógeno de la materia orgánica con el de los pseudobulbos; también hay una correlación fuerte entre el azufre y potasio de la materia orgánica y el de los ejes florales. En cuanto a las correlaciones negativas; está altamente correlacionado el azufre de la materia orgánica con el de las raíces y el nitrógeno de la materia orgánica con el de las hojas.

Cuadro 15. Correlación de N, P, K y S de la materia orgánica con los órganos de *Trichocentrum andreanum*.

Nutrientos	Pearson	p-valor	Nutrientos	Pearson	p-valor
P m. o - K pseudobulbos	1	0.0328	P m. o - S raíces	-0.99	0.0572
P m. o - K raíces	0.99	0.0947	S m. o - S raíces	-0.99	0.0928
S m. o - P hojas	0.99	0.0969	N m. o - P raíces	-0.98	0.1279
S m. o - K hojas	0.99	0.0684	K m. o - N ejes florales	-0.94	0.2197
P m. o - P hojas	0.98	0.1325	N m. o - N hojas	-0.9	0.2877
S m. o - K raíces	0.98	0.1303	N m. o - P pseudobulbos	-0.76	0.4527
K m. o - S pseudobulbos	0.97	0.1587			
K m. o - N raíces	0.96	0.1718			
K m. o - P ejes florales	0.96	0.1718			
N m. o - N pseudobulbos	0.95	0.2055			
S m. o - S ejes florales	0.95	0.2018			
P m. o - P pseudobulbos	0.94	0.2207			
N m. o - K pseudobulbos	0.93	0.2422			
P m. o - S ejes florales	0.93	0.2373			
K m. o - S ejes florales	0.92	0.2575			
S m. o - P pseudobulbos	0.92	0.2563			
K m. o - S hojas	0.87	0.3337			
K m. o - K ejes florales	0.86	0.3444			
K m. o - P hojas	0.84	0.3623			
P m. o - N hojas	0.82	0.3857			
S m. o - N hojas	0.79	0.4213			
N m. o - K ejes florales	0.72	0.4873			
N m. o - S hojas	0.71	0.498			

Agua del escurrimiento fustal - tejido vegetal

En el cuadro 15 se muestran las correlaciones entre el agua proveniente del escurrimiento fustal y el tejido vegetal obtenidas mediante el coeficiente de correlación de Pearson y nivel de significancia (p-valor).

Hay correlaciones positivas fuertes entre el potasio del agua proveniente de escurrimiento fustal y el de las raíces, las hojas, los ejes florales y las flores; también para el nitrógeno y el fósforo del escurrimiento fustal y el de los pseudobulbos, las flores y las raíces. Se registraron correlaciones negativas fuertes entre el nitrógeno y el azufre del escurrimiento fustal y el de los ejes florales y raíces.

Cuadro 16. Correlación de N, P, K y S del agua de escurrimiento fustal con los órganos de *Trichocentrum andreanum*.

Nutrientos	Pearson	p-valor	Nutrientos	Pearson	p-valor
N e fustal - K pseudobulbos	0.98	0.0248	K e fustal - S raíces	-0.97	0.0253
K e fustal - K hojas	0.97	0.0263	N e fustal - P flores	-0.87	0.3266
K e fustal - K raíces	0.96	0.0373	N e fustal - P raíces	-0.86	0.1389
P e fustal - N hojas	0.89	0.1112	P e fustal - K pseudobulbos	-0.78	0.2179
K e fustal - N hojas	0.88	0.1214	N e fustal - N ejes florales	-0.74	0.2614
K e fustal - K flores	0.86	0.3457	S e fustal -S raíces	-0.74	0.2571
S e fustal - K ejes florales	0.85	0.1502	S e fustal - N ejes florales	-0.72	0.2797
N e fusta- S hojas	0.82	0.1799	P e fustal - S raíces	-0.7	0.304
S e fustal - K hojas	0.81	0.1924			
S e fustal - K raíces	0.79	0.2098			
P e fustal - K raíces	0.78	0.2172			
N e fustal - N pseudobulbos	0.77	0.2301			
P e fustal - P flores	0.76	0.4527			
P e fustal - K hojas	0.76	0.2448			
S e fustal - P ejes florales	0.75	0.2508			
K e fustal - K ejes florales	0.74	0.2595			
S e fustal - P hojas	0.71	0.2877			
P e fustal - P raíces	0.7	0.2993			

Nutrientes en tejido vegetal (N, P, K y S)

Las correlaciones entre los órganos de *Trichocentrum andreanum* obtenidas mediante coeficiente de Pearson y nivel de significancia (p-valor) se muestran en los siguientes cuadros.

Hay una correlación negativa fuerte entre el nitrógeno de las raíces con el de los pseudobulbos, las hojas, los ejes florales y las flores, este resultado muestra que este nutriente está siendo translocado hacia estos últimos órganos, concentrándose en los mismos. También el contenido de nitrógeno en los pseudobulbos y las flores están correlacionados positivamente y por último el nitrógeno de las hojas y el de los ejes florales muestran correlación positiva alta (cuadro.16).

Cuadro 17. Correlación de nitrógeno en los diferentes órganos de *Trichocentrum andreanum*.

Órganos		Pearson	p-valor
N raíces	N pseudobulbos	-0.5	0.6667
N raíces	N hojas	-0.85	0.3517
N raíces	N ejes florales	-0.97	0.1544
N raíces	N flores	-0.5	0.6667
N pseudobulbos	N hojas	-0.03	0.9816
N pseudobulbos	N ejes florales	0.28	0.8211
N pseudobulbos	N flores	1	<0.0001
N hojas	N ejes florales	0.95	0.1973
N hojas	N flores	-0.03	0.9816
N ejes florales	N flores	0.28	0.8211

Se muestra una correlación positiva fuerte entre el contenido de fósforo de las raíces con el de las hojas y las flores; también hay correlación positiva alta entre el fósforo de los pseudobulbos con el de las hojas y los eje florales, y por últimos entre el fósforo de las hojas con el de las flores (cuadro 17).

Cuadro 18. Correlación de fósforo en los diferentes órganos de *Trichocentrum andreanum*.

Órganos		Pearson	p-valor
P raíces	P pseudobulbos	0.64	0.5555
P raíces	P hojas	0.98	0.1344
P raíces	P ejes florales	0.1	0.9333
P raíces	P flores	1	0.0088
P pseudobulbos	P hojas	0.79	0.4211
P pseudobulbos	P ejes florales	0.83	0.3778
P pseudobulbos	P flores	0.63	0.5644
P hojas	P ejes florales	0.31	0.7989
P hojas	P flores	0.97	0.1432
P ejes florales	P flores	0.09	0.9421

El contenido de potasio en las raíces tiene una correlación positiva con el de las hojas y las flores, y negativa con el de los pseudobulbos. También se muestra una correlación negativa alta entre el potasio de los pseudobulbos con el de las hojas, y una correlación positiva entre el potasio de las hojas y los ejes florales con el de las flores (cuadro 18).

Cuadro 19. Correlación de potasio en los diferentes órganos de *Trichocentrum andreanum*.

Órganos		Pearson	p-valor
K raíces	K pseudobulbos	-0.92	0.2525
K raíces	K hojas	1	0.0185
K raíces	K ejes florales	0.4	0.7387
K raíces	K flores	0.72	0.4884
K pseudobulbos	K hojas	-0.91	0.271
K pseudobulbos	K ejes florales	-0.01	0.9911
K pseudobulbos	K flores	-0.4	0.7409
K hojas	K ejes florales	0.43	0.7202
K hojas	K flores	0.74	0.4699
K ejes florales	K flores	0.92	0.2502

Hay una correlación positiva alta entre el contenido de azufre de las raíces con el de los pseudobulbos, las hojas y las flores. Se muestra el mismo comportamiento entre el azufre de los pseudobulbos con el de las hojas,

los ejes florales y las flores, y por último entre el azufre de los ejes florales y el de las flores (cuadro 19).

Cuadro 20. Correlación de azufre en los diferentes órganos de *Trichocentrum andreanum*.

Órganos		Pearson	p-valor
S raíces	S pseudobulbos	0.96	0.1828
S raíces	S hojas	1	0.0421
S raíces	S ejes florales	0.32	0.7952
S raíces	S flores	0.57	0.6114
S pseudobulbos	S hojas	0.94	0.2248
S pseudobulbos	S ejes florales	0.57	0.6125
S pseudobulbos	S flores	0.78	0.4287
S hojas	S ejes florales	0.25	0.8373
S hojas	S flores	0.52	0.6535
S ejes florales	S flores	0.96	0.1838

DISCUSIÓN

Nutrientes en sustrato y materia orgánica

Werner y Grandstein en (2008) mencionan que es importante estudiar el sustrato en el que se establecen y desarrollan las epifitas, ya que la inestabilidad del mismo puede traer problemas de mortalidad. En el presente trabajo se anotó que el nutriente con mayor concentración en el sustrato es el nitrógeno y esto coincide con Werner *et al.* (2005) al mencionar que la materia orgánica en descomposición es la principal formadora de sustrato disponible para las plantas y la materia orgánica es una fuente importante de nitrato y amonio. Además la concentración máxima de este elemento se registró durante la época de sequía, ya que la vegetación comienza a incorporarlo a su metabolismo hasta el periodo de lluvias donde hay mayor crecimiento, también durante la sequía los organismos descomponedores comienzan a morir y liberan el nitrógeno que tenían inmovilizado (Schlesinger, 1997).

En la materia orgánica analizada también hay elevadas concentraciones de nitrógeno ya que el principal constituyente de la misma es la hojarasca y las hojas son ricas en nitrógeno, elemento que forma parte de la clorofila (Foth y Turk, 1980), las concentraciones máximas se registraron durante la sequía, misma que coincide con el desfronde de la vegetación.

El nutriente con menor concentración en el sustrato y toda la planta es el fósforo, éste podría limitar la productividad, Tobón *et al.* (2004) menciona que el fósforo es el nutriente que se encuentra en más bajas concentraciones en el tejido vegetal y lo relaciona con su fuerte translocación en el tejido vivo. Además se sabe que el fósforo se acumula en la hojarasca, pero se encuentra inmovilizado (Hernández-Rosas, 2000).

Aunque la concentración es baja, se observó un incremento de fósforo durante la época de lluvias, este resultado se relaciona con la humedad del sustrato, cuando ésta aumenta se registra una mayor absorción de fósforo (Uhart y Echeverría, 1997). Para el fósforo no se registraron diferencias significativas entre los forofitos, sustratos y materia

orgánica, probablemente porque es un elemento sumamente móvil (Chapin *et al.*, 2002). Al comparar las concentraciones de fósforo se notan las más altas en la materia orgánica y en los sustratos, esto se relaciona con la mineralización de la materia orgánica ya que es la principal fuente de fósforo en el sustrato y en consecuencia para la planta, ya que el fósforo se acumula en la biomasa microbiana y la materia orgánica, y después por hidrólisis esta disponible para las plantas (Marschner, 1995).

Hay una relación inversa entre las concentraciones de nitrógeno y fósforo (Marschner, 1986) tanto en el sustrato como en los tejidos vegetales ya que se obtuvieron concentraciones que van desde 1.7 hasta el 6% en el nitrógeno y de 0.043 a 0.48% en el fósforo; Zotz y Hietz en 2001 obtuvieron resultados similares al estudiar el sustrato en el que se establecen diversas epifitas en bosques húmedos de montaña, la concentración de nitrógeno va desde 1.43 hasta 2.3% y en fósforo desde 0.062 hasta 0.27%.

Se observó una alta concentración de potasio en el sustrato y la materia orgánica, ya que son la principal fuente de potasio para las plantas, mismo que interviene en el potencial osmótico que permite la acumulación de agua y de nutrimentos en los tejidos, además activa muchas enzimas que participan en la fotosíntesis y la respiración (Becerra *et al.*, 2007). Campo *et al.* (2000) mencionan que hay una relación entre las altas concentraciones de potasio y las bajas de fósforo pues un elevado contenido de potasio favorece la asimilación de fósforo. Aunque el contenido de potasio es mayor en la materia orgánica por la hojarasca, las concentraciones disminuyen durante la temporada de lluvias por el crecimiento vegetativo, lo cual coincide con Tundis *et al.* (2004) quien menciona que el contenido de K es mayor antes de que inicie esta época.

Para el azufre se registró un incremento en la época seca, debido a que en ésta, el S se encuentra en forma inorgánica (SO_4^{-2}) que es como las plantas lo incorporan mejor.

Las concentraciones de los nutrimentos P y K para materia orgánica coinciden con los reportados por Campo (2003) para hojarasca, al estudiar la disponibilidad y flujos de nutrimentos en un bosque tropical seco en México, donde registraron 0.08 a 0.13% de P y 0.69 a 0.79% de K.

Nutrientes en tejido vegetal

Para el nitrógeno se registraron concentraciones altas. Por lo tanto, *Trichocentrum andreanum* lo absorbe eficazmente y funciona como un almacén de este nutriente; el tejido en el que se concentra la mayor cantidad de nitrógeno es en las flores, las hojas y las raíces, como ya se había mencionado se debe a que el nitrógeno forma parte de las moléculas de clorofila (Foth y Turk, 1980) que sin duda está presente en las hojas; también se favorece su incremento en la época seca y es justamente por el desfronde. Diversos autores han señalado resultados similares a los obtenidos en el presente trabajo. Awasthi *et al.* (1995), determinaron que en *Bulbophyllum affine*, *Coelogyne ochracea*, *Otochilus porrecta* y *Cirrhopetalum cornutum*, los órganos con la mayor concentración de nitrógeno son las raíces (0.47 a 0.58%) y las hojas (0.45 a 0.78%). También Hew y Yong (2004), estudiaron el contenido nutricional de *Phalaenopsis* y encontraron la mayor concentración de nitrógeno en las raíces (2.9 a 3.3 mg) y en las hojas (2.3 a 2.6 mg) y en el género *Aranda* en raíces (0.088 a 0.99 mg).

Schroeder y Burgos (2011) reportaron la concentración foliar de varios nutrientes para *Petiveria alliacea*, para el N 1.07 a 2.47%, el K 2.32 a 3.85% y el S 0.14 a 0.53%, mismos que son similares a los registrados en hojas para *Trichocentrum andreanum*.

El hábitat en el que se incrementó el contenido de nitrógeno fue en *Mangifera indica*, probablemente se deba a que son árboles con hojas grandes así como ramaje y dosel considerables que favorecen la cantidad y acumulación de materia orgánica.

Para fósforo los resultados obtenidos también coinciden con los de Awasthi *et al.* (1995) quienes reportan resultados similares en *Bulbophyllum affine*, *Coelogyne ochracea*, *Otochilus porrecta* y *Cirrhopetalum cornutum*, con concentraciones de fósforo de 0.11 hasta 0.32%, aunque en este trabajo las concentraciones más elevadas se reportan en las flores lo cual se explica ya que este elemento es importante durante la floración (Wang, 1996) y se requiere para producir frutos y semillas. También se notó que el fósforo se concentra más en el periodo seco, mismo que coincide con la floración y la fructificación. Después de las flores, las hojas siguen en

orden de concentración ya que el fósforo es un componente importante de diversas moléculas y participa en la fotosíntesis.

No se reportaron diferencias significativas en el habitat de *Trichocentrum andreanum* para el fósforo, ya que aunque se concentra en la materia orgánica esté permanece inmobilizado (Parker, 1983).

En el presente estudio el potasio es abundante en los tejidos vegetales y se encuentra en elevadas concentraciones a pesar de su alta lixiviación y movilidad, esta abundancia se justifica ya que es importante para el potencial osmótico de las plantas y su capacidad de acumular agua y nutrimentos (Salisbury y Ross, 2000), por lo que no es extraño que las epifitas lo contengan en altas concentraciones pues retienen agua y esto se refleja en su succulencia.

Los tejidos con mayor concentración de potasio son las hojas y las flores, debido a que el potasio también favorece la floración (Tobón *et al.*, 2004) y producción de frutos (Ferri, 1985), además el potasio puede ser translocado a partir de los tejidos ya desarrollados hacia los tejidos nuevos para favorecer el crecimiento (Poole y Seeley, 1978). En las hojas el contenido de potasio se justifica porque también son los órganos más succulentos y como ya se mencionó este elemento es indispensable para la acumulación de agua. Las elevadas concentraciones de potasio concuerdan con el hecho de que la materia orgánica es la principal fuente de potasio para el sustrato ya que está compuesta principalmente por hojarasca.

Las concentraciones de fósforo y potasio registradas en las flores de *Trichocentrum andreanum* son similares a las reportadas por Olivares y Peña (2009) quienes mencionan concentraciones de 0.47% de P y 2.47% de K para inflorescencias de *Amaranthus dubius*, al analizar la concentración y el factor bioconcentración de dicha especie en forma silvestre. También Walker y Ataroff, (2002) realizaron un estudio en el que utilizaron grupos morfofuncionales de epifitas en los cuáles analizaron biomasa y nutrimentos; obtuvieron resultados similares a los reportados en este trabajo, para P 0.16% y K 1.1%, sin embargo sus resultados para N (0.94%) no coinciden, ya que mencionan concentraciones menores.

El azufre es un nutrimento al que no se le da la importancia adecuada a pesar de ser utilizado por las plantas en cantidades parecidas

a las del fósforo (Tisdale, 1990). En este estudio se registraron concentraciones elevadas para este nutrimento, durante la época de sequía y esto es por qué dicha condición favorece la forma inorgánica que es como lo asimilan las plantas, este nutrimento lo incorporan al aminoácido cisteína en los tejidos fotosintéticos y la reducción asimilativa del azufre es un proceso que depende de la luz y es llevado a cabo en los cloroplastos (Anderson, 1981), sin embargo, en las hojas donde hay presencia de cloroplastos la concentración de azufre no es tan alta en comparación con otros tejidos como las raíces y las flores.

La absorción de sulfato por las raíces es un proceso mediado por proteínas acarreadoras sujetas a un control regulatorio de la concentración intracelular de sulfato y de los productos del metabolismo del azufre, pero en ocasiones dichos mecanismos son incapaces de evitar la presencia de SO_4^{2-} intracelular en exceso (Rennenberg, 1984), por lo cual podemos observar concentraciones muy altas en las raíces.

Se ha señalado una estrecha relación entre el nitrógeno y el azufre (Rendig *et al.*, 1976), y esto no es sorprendente si se considera que aproximadamente el 80% del nitrógeno y azufre incorporados en compuestos orgánicos de las plantas lo hacen en las proteínas cuando ambos elementos se encuentran en proporciones adecuadas, lo cual podría explicar que las concentraciones de azufre en tejido vegetal en el presente trabajo sean tan altas como las de nitrógeno.

Las concentraciones de potasio y azufre en tejido vegetal son similares a las reportadas por Segura *et al.* (2006) quien obtuvo concentraciones de potasio de 0.95 a 1.05% y azufre de 0.11 a 0.34% al analizar el contenido foliar en *Alnus acuminata*.

Nutrientes en el agua del escurrimiento fustal

El contenido nutrimental del agua de escurrimiento fustal presenta concentraciones bajas, sin embargo Parker (1983) analiza dos vías para la obtención de nutrientes; el agua de lluvia y el escurrimiento fustal, y considera que la última es la más importante ya que aunque solo transfiere del 5 al 20% del total de los nutrientes, puede acceder a zonas restringidas del bosque. Awasthi *et al.*, 1995 en su estudio de epifitas

observa que el escurrimiento fustal y el detritus son la principal fuente de nutrimentos.

El elemento con mayor concentración en el agua de escurrimiento fustal fue el fósforo y es sorprendente porque en tejido vegetal es escaso, probablemente esté elemento en lugar de ser absorbido, está siendo lavado por la lluvia y así perdiéndose; además el fósforo se obtiene principalmente de la materia orgánica en descomposición y la lluvia lo traslada en el escurrimiento fustal.

Enseguida está el nitrógeno que aunque es mayor que el resto de nutrimentos es escaso, esto puede deberse a que los nitratos durante la precipitación son absorbidos principalmente por el dosel, además en los ecosistemas forestales los nitratos son la forma de nitrógeno más móvil (Andrade *et al.*, 1995). Cabe mencionar que en este estudio el nitrógeno es el principal constituyente de los tejidos vegetales y el sustrato, una baja concentración en el escurrimiento fustal no es limitante para el establecimiento y desarrollo de *Trichocentrum andreanum*.

Oyarzún *et al.* (2004) mencionan que el dosel es una fuente importante de cationes básicos, sin embargo, el potasio es el elemento con menor concentración en el agua de escurrimiento fustal y proviene del lavado de nutrimentos; aunque tampoco limita el desarrollo de la orquídea estudiada, ya que este nutrimento también se registró en altas concentraciones en los tejidos vegetales.

Los resultados registrados para el potasio en este estudio son similares a los reportados por Campo (2003), quien estudió la disponibilidad de cationes básicos (K, Ca y Mg) en el suelo y su retorno de el dosel al suelo mediante lluvia indirecta, él menciona que el K se encuentra en la lluvia indirecta en concentraciones de 3.73 a 9.43 mg L⁻¹.

Correlación de nutrimentos

El análisis de correlación indica que el nitrógeno del sustrato es bien aprovechado por la planta ya que existe una fuerte correlación entre este, las hojas y los ejes florales; aunque el N concentrado en la materia orgánica es mayor y por lo tanto la correlación es más fuerte con los pseudobulbos y las hoja. No es raro observar que la materia orgánica aporte

más contenido de nitrógeno a las plantas ya que es la principal formadora de sustrato disponible para ellas (Werner *et al.*, 2005). Con respecto al agua de escurrimiento fustal, se observó que no hay correlaciones tan fuertes con los pseudobulbos y los ejes florales, por lo tanto, este tipo de agua no es la fuente más importante de nitrógeno a la orquídea.

Es importante señalar que el nitrógeno es el elemento más abundante en *Trichocentrum andreanum* y según Edmon *et al.* (1984) un adecuado aporte de nitrógeno permite el desarrollo de tallos y hojas de mayor tamaño, con alto contenido de clorofila que absorbe cantidades relativamente altas de luz elaborando gran cantidad de carbohidratos que son utilizados en la formación de tallos, hojas y raíces.

De acuerdo con el análisis de correlación el fósforo del sustrato se almacena principalmente en las flores, las raíces y las hojas ya que presentan las correlaciones más altas. Con respecto a la materia orgánica solo se correlacionó con las hojas y los pseudobulbos, y el agua de escurrimiento fustal solo se correlaciono con las flores y las raíces, aunque no tan fuertes en comparación con el sustrato. De acuerdo con la correlación de nutrimentos en los tejidos vegetales el fósforo se desplaza y se acumula en las flores. Sin embargo, durante los recorridos en campo fue difícil observar a la orquídea con frutos, lo que nos lleva a pensar que aunque la mayor parte de fósforo este acumulado en las flores no es suficiente para la maduración y la obtención de frutos, o los síndromes de polinización no son eficientes. Posiblemente todo el fósforo disponible es consumido durante la floración y ya no es suficiente para alcanzar la fructificación. Tisdale y Nelson (1991) mencionan que un conveniente suministro de nitrógeno está asociado con un vigoroso crecimiento vegetativo, pero concentraciones excesivas pueden prolongar el crecimiento vegetativo y retrasar la madurez, y probablemente el nitrógeno este comportándose como antagónico en el proceso de la fructificación.

Aunque también el NO_3^- y el NH_4^+ facilitan la absorción de fósforo, ya que si el NH_4^+ se encuentra en altas concentraciones, la planta libera iones H^+ acidificando el entorno radicular y favoreciendo la solubilidad de otros compuestos de fósforo no disponibles (Rosenthal, 1984).

El análisis de correlación de nutrimentos en tejidos vegetales mostró que el potasio se acumula en las flores, para ser utilizado durante la

fructificación, pues es esencial para el desarrollo de los frutos (Ferri, 1985); sin embargo, como ya se indicó durante el muestreo no se registraron plantas con frutos y quizá el potasio también sea responsable de esto, ya que la relación N/K es crucial para la planta cuando pasa de la fase vegetativa a la generativa. El potasio es esencial en esta última fase, pero aunque haya mucho potasio si su ratio es muy bajo con respecto al nitrógeno, se reduce la entrada de la floración (Rosenthal, 1984).

CONCLUSIONES

Las especies de forofitos donde se establece y desarrolla principalmente *Trichocentrum andreanum* son *Citrus sinensis*, *Mangifera indica*, *Gliricidia sepium* e *Inga spuria* y las zonas de crecimiento preferentes son la zona III, que corresponde a la parte basal de la copa y la zona IV, parte media de la misma.

T. andreanum puede desarrollarse en el intervalo de 1.3 a 6.2% de nitrógeno, de 0.05 a 0.5% de fósforo, de 0.5 a 2.2% de potasio y de 0.02 a 0.2% de azufre.

El nitrógeno es el elemento con mayor concentración en *Trichocentrum andreanum* y dicha especie lo absorbe eficientemente, funcionando como un organismo almacenador de nitrógeno. El fósforo es el elemento con menor concentración y es un nutrimento limitante para la orquídea; la floración y sobre todo la fructificación de *T. andreanum* posiblemente depende de la cantidad de fósforo disponible. El potasio y el azufre se encuentran en el intervalo adecuado para el desarrollo correcto de la especie. La translocación de los nutrimentos N, P y K de la raíz y hojas hacia las yemas florales determinan el éxito reproductivo de *Trichocentrum andreanum*.

Las principales entradas en el ciclo de nutrimentos son la descomposición de la materia orgánica, el sustrato y el agua de escurrimiento fustal.

BIBLIOGRAFÍA CITADA

Anderson, J.W. 1981. Light-energy-dependent processes other than CO₂ assimilation. *The Biochemistry of Plants*. Vol. 8. Academic Press, New York.

Andrade, G. de C., H. D. Da Silva, C. A. Ferreira, A. F. Bellote, y L. Moro., 1995. Contribución del agua de lluvia en la oferta de nutrientes minerales para *Eucalyptus grandis*. *Bosque* **16**(1): 47-51.

Arriaga, L., J. Espinoza, C. Aguilar, E. Martínez, L. Gómez y E. Loa., 2000. Regiones terrestres prioritarias de México. Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad. México, D. F.

Awasthi, O. P., E. Sharma, y L. M. Palni. 1995. Stemflow: A source of nutrients in some naturally growing epiphytic orchids of the Sikkim Himalaya. *Annals of Botany* **75**: 5-11.

Azcon-Bieto, J. y M. Talón. 1993. Fisiología y Bioquímica vegetal. Interamericana Mc Graw-Hill. Madrid.

Becerra. S. L., S. L. Navia de Mosquera, y L. C. Ñustez. 2007. Efecto de niveles de fósforo y potasio sobre el rendimiento del cultivar Criolla Guaneña en el departamento de Nariño. *Revista Latinoamericana de la papa* **14**(1): 51-60.

Benavides, A. 1998. El azufre en las plantas. Departamento de Horticultura. UAAAN. Saltillo, México.

Benzing, H. 2000. Vascular epiphytes. General biology and related biota. Cambridge University Press, New York.

Campo, A. J. 2003. Disponibilidad y flujos de nutrimentos en una toposecuencia con bosque tropical seco en México. *Agrociencias* **37**(2): 211-219.

Campo, J., J. M. Mass, V. J. Jaramillo, y Y. A. Martínez. 2000. Calcium, potassium and magnesium cycling in a mexican tropical dry forest ecosystem. *Biogeochemistry* **49**: 21-36.

Carnevalli, G., Romero, G., Noguera, E. y Gerlanch, G. 2007. La familia Orchidaceae en Venezuela: diversidad y biogeografía. Memorias XVII de Congreso Venezolano de Botánica. Caracas.

Ceja, R., A. Espejo, A. López, J. García, A. Mendoza, y B. Pérez. 2008. Las epífitas, su diversidad e importancia. *Ciencias* **91**: 34-41.

Celaya, H. y A. Castellanos. 2011. Mineralización de nitrógeno en el suelo de zonas áridas y semiáridas. *Terra Latinoamericana* **29**(3): 343-356.

Challenger, A. 1998. Utilización y conservación de los ecosistemas terrestres de México. Pasado, presente y futuro. Comisión Nacional para el conocimiento y uso de la Biodiversidad. Instituto de Biología, UNAM y Agrupación Sierra Madre S.C. México, D.F.

Chapin, F., Matson, P. y Mooney, H. 2002. Principles of terrestrial ecosystem ecology. Springer, Nueva York.

Chapin, F., E. Zavaleta, V. Eviner, R. Naylor, P. Vitousek, H. Reynolds, D. Hooper, S. Lavorel, O. Sala, S. Hobbie, M. Mack, y S. Díaz. 2000. Consequences of changing biodiversity. *Nature* **405**: 234-242.

Chase, M. W., K. M. Cameron, R. L. Barrett, y J. V. Freudenstein. 2003. DNA data and Orchidaceae systematics: a new phylogenetic classification. Orchid conservation. Natural History Publications, Malaysia.

Cronquist, A. 1986. Botánica básica. Editorial Continental. México, D. F.

Dodson, C. y A. Gentry. 1987. Contribution of nontrees to species richness of a tropical rain forest. *Biotropica* **19**: 149-156.

Edmon, J., Semm, T. y Andrews, F. 1984. Principios de horticultura. 7ma edición. Editorial Continental. México, D. F.

Ferri, M. G. 1985. Fisiología vegetal 1. 2 da edición. Editorial EPU, Sao Paulo.

Foth, H. D. y Turk, L. M. 1980. Fundamentos de la ciencia del suelo. Editorial Continental. México, D. F.

Gallegos, A., Gonzales-Cueva, G., Hernández, E. y Castañeda-González J., 2008. Determinación de gremios ecológicos de ocho especies arbóreas de un bosque tropical en Jalisco, México. Memorias del V Congreso Mexicano de Recursos Forestales. Universidad de Guadalajara. Guadalajara.

García, M. A. 2004. Integración del conocimiento florístico del estado. Biodiversidad de Oaxaca. Instituto de Biología, UNAM y Fondo Oaxaqueño para la conservación de la naturaleza. México, D.F.

Granados, D., G., López, M. Hernández, y A. Sánchez. 2003. Ecología de las Plantas epífitas. *Revista Chapingo. Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*. **9**(2): 101-111

Hágsater, E., M. A. Soto-Arenas, G. Salazar-Chávez, R. Jiménez-Machorro, M. López- Rosas y R. L. Dressler. 2005. Las orquídeas de México. Instituto Chinoín. México, D.F.

Hernández-Rosas, J. I. 2000. Patrones de distribución de las epifitas vasculares y arquitectura de los forofitos de un bosque húmedo tropical del Alto Orinoco, Edo Amazonas, Venezuela. *Acta Biológica Venezuéllica*. **20**(3): 43-60.

Hew, C. S. y J. W. H. Yong. 2004. The pyisiology of tropical orchids in relation to the industry. 2da edición. World scientific, Londres.

Imbert, B., Blanco, J. y Castillo, F. 2004. Gestión forestal y ciclo de nutrientes en el marco del cambio global. Ministerio del Medio Ambiente. Madrid.

Johansson, D. 1974. Ecology of vascular epiphytes in West African rain forest. *Acta Phytogeographica Suecica* 59. UPPSALA University, Suecia.

Kilmer, V., S. Younts, y N. Brady. 1972. The role of potassium in agriculture. Madison, Wisconsin.

Landsberg, J. y Gower, S. 1997. Applications of physiological ecology to forest management. Academic Press, San Diego.

Manual de procedimientos analíticos para análisis de suelos y plantas del laboratorio de fertilidad de suelos. Fertilidad de suelos. Colegio de Postgraduados y Sociedad mexicana de la ciencia del suelo, A. C.

Marschner, H. 1986. Mineral nutrition higher plants. Academic Press, Londres.

Marschner, H. 1995. Mineral nutrition of higher plants. 2da. Edición. Academic Press, Londres.

Miranda, F. y Hernández-Xolocotzi, E. 1963. Los tipos de vegetación en México y su clasificación. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*. **28**: 29-179.

Múñoz, I. D., C.A. Mendoza, G. F. López, A. A. Soler, y M. M. Hernández. 2000. Manual de métodos de análisis del suelo. Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM. México, D. F.

Navarro, B. y Navarro, F., 2000. Química Agrícola, el suelo y los elementos químicos esenciales para la vida vegetal. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.

NMX-AA-026-SCFI-2001. Norma Mexicana para el Análisis de Aguas. 2001. Determinación de nitrógeno total kjeldahl en aguas naturales, residuales, y residuales tratadas. Diario Oficial de la Federación.

NMX-AA-029-SCFI-2001. Norma Mexicana para el Análisis de Aguas. 2001. Determinación de fósforo total en aguas naturales, residuales, y residuales tratadas. Diario Oficial de la Federación.

NMX-AA-051-SCFI-2001. Norma Mexicana para el Análisis de Aguas. 2001. Determinación de metales por absorción atómica en aguas naturales, residuales, y residuales tratadas. Diario Oficial de la Federación.

Olivares, E., E. Peña. 2009. Bioconcentración de elementos minerales en *Amaranthus dubius* (bledo, piral), creciendo silvestre en cultivos del estado Miranda, Venezuela, y utilizado en alimentación. *Interciencia* **34**(9): 604-611.

Oliveira, V.C. y M.G. Sajo,. 1999. Anatomía foliar de especies epífitas de Orchidaceae. *Brazilian Journal of Botany* **22**: 363-374.

Oliveira, V.C. y M.G. Sajo,. 2001. Morfo anatomía caulinar de nueve especies de Orchidaceae. *Acta Botánica Brasílica* **15**: 177-188.

Oyarzún, C. E., R. Godoy, A. D. Schrijver, J. Staelens, y N. Lust,. 2004. Water chemistry and nutrient budget in an undisturbed evergreen rainforest of southern Chile. *Biogeochemistry* **7**(1): 107-123.

Pacheco, J., R. Pat, A. Cabrera, 2002. Análisis del ciclo del nitrógeno en el medio ambiente con relación al agua subterránea y su efecto en los seres vivos. *Ingeniería* **6**(3): 73-81.

Parker, G. G. 1983. Throughfall and stemflow in the forest nutrient cycle. Vol. 13. Academic Press, New York.

Pereyra, M. 2001. Asimilación del Nitrógeno en plantas. Facultad de agronomía. Universidad La Pampa, Argentina.

Poole, H. A. y J. G. Seeley,. 1978. Nitrogen, potassium and magnesium nutrition of three orchid genera. *Journal of the American Society for Horticultural Science* **103**(4): 485-488.

Rendig, V.V., C. Oputa, y E. A. McComb. 1976. Effects of sulfur deficiency on non-protein nitrogen, soluble sugars, and N/S ratios in young corn (*Zea mays* L.) plants. *Plant Soil* **44**: 423-437.

Rennenberg, H. 1984. The fate of excess sulfur in higher plants. *Annual Review of Plant Physiology* **35**: 121-153.

Rosenthal, E. 1984. Marijuana Grower's Handbook: Your complete guide for medical and personal Marijuana cultivation. Amsterdam University, Amsterdam.

Rzedowski, J. 1978. La vegetación de México. Limusa. México, D. F.

Rzedowski, J. 2006. La vegetación de México. 1ra edición digital. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D. F.

Salazar-Chávez, G. A. 2006. Orquídeas y otras plantas nativas de la Cañada, Cuicatlán, Oaxaca, México. Instituto de Biología, UNAM. México, D.F.

Salisbury, F. B. y C. W. Ross,. 2000. Fisiología de las plantas. Thomson: Paraninfo. Madrid, España.

Salinas, S., J. Sanchez, y F. Ramos, 2006. Explorando pruebas estadísticas con la hoja electrónica Excel. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM. México, D.F.

Schlesinger, W. H. 1997. Biogeochemistry-An analysis of global change. Academic Press, San Diego.

Schroeder, M. A. y A. M. Burgos. 2011. Concentraciones foliares y dinámica estacional de nutrientes de *Petiveria alliacea* (L). *Revista Cubana de Plantas Medicinales* **16**(4): 374-389.

Segura, M., A. Castillo, A. Alvarado, y F. Blanco. 2006. Variación del contenido foliar y de nutrimentos de *Alnus acuminata*. *Agronomía costarricense* **30**(1): 53-63.

Soto, A. M. 1996. Orchids. Status Survey and Conservation Action Plant. Orchid Specialist Group. IUCN, Cambridge.

Soto, A. M. y A. G. Salazar. 2004. Orquídeas. 271-295. En: García, M. A. (eds) Biodiversidad de Oaxaca. Instituto de Biología, UNAM y Fondo Oaxaqueño para la conservación de la naturaleza. México, D.F.

Stevenson, F. y M. Cole. 1999. Cycles of Soils: carbon, nitrogen, phosphorus, sulfur, micronutrients. 2da edición. John Wiley & Sons, Inc, New York.

Sultenfus, J. y W. Doyle. 1999. Phosphorus, functions of phosphorus in plants. *Better Crops* **83**(1): 1-7.

Terradas, J. 2001. Ecología de la vegetación. De la ecofisiología de las plantas a la dinámica de comunidades y paisajes. Ediciones Omega. Barcelona, España.

Tisdale, S. L., W. L. Nelson, y J. D. Beaton. 1990. Soil Fertility and Fertilizers. Macmillan Publishing Company, New York.

Tisdale, S. L., y W. L. Nelson. 1991. Fertilidad de los suelos. Limusa. México, D.F.

Tobón, C., J. Sevink, y J. M. Verstraten. 2004. Litterflow chemistry and nutrient uptake from the forest floor in northwest Amazonian forest ecosystems. *Biogeochemistry* **69**(3): 315-339.

Tundis, V. A., I. A. Guerrini, W.K. Franken, y R. C. Batista. 2004. Producao de serapilheira e ciclagem de nutrientes de uma floresta estacional semidecidual em zona ripária. *Árvore* **28**(6): 793-800.

Uhart, A. S. y E. H. Echeverría. 1997. El rol del nitrógeno y del fosforo en la producción del maíz. Diagnóstico de la fertilización. *Fertilizar* **6**: 27-35.

Valdir, S. M., E. J. Brun, L. M. Rodrigues, y E. M. Dos Santos. 2003. Retorno de nutrientes via deposicao de serapilheira em um povoamento de acácia-negra (*Acacia mearnsii* De wild.) no estado do Rio Grande do Sul. *Árvore* **27**(6): 791-798.

Villaseñor, J. 2008. Catálogo de autores de plantas vasculares de México. Instituto de Biología, UNAM. México, D.F.

Wainwright, M. 1984. Sulfur oxidation in soils. *Advances in Agronomy* **37**: 349-396.

Walker, R. y M. Ataroff. 2002. Biomasa y su contenido de nutrientes en una selva nublada andina, Venezuela. *Ecotropicos* **15**(2): 203-210.

Wang, Y. T. 1996. Effects of six fertilizers on vegetative growth and flowering. *Hort Science* **42**(7): 1563-1567.

Werner, F. A., J. Homeier, y S. R. Gradstein. 2005. Diversity of vascular epiphytes on isolated remnant trees in the montane forest belt of southern Ecuador. *Ecotropica* **11**: 21-40.

Werner, F.A. y S.R. Grandstein, 2008. Seedling establishment of vascular epiphytes on isolated and enclosed forest trees in Andean landscape, Ecuador. *Biodiversity and conservation* **17**(13): 3195-3207.

Zotz, G. y P. Hietz. 2001. The physiological ecology of vascular epiphytes: current knowledge, open questions. *Journal of Experimental Botany* **52**(364): 2067-2078.

Anexo I

Trichocentrum andreanum (Cogn.) R. Jiménez & Carnevali (Orchidaceae)



FOTO RRG



FOTO RRG



FOTO RRG

Anexo II

Forofitos donde crece naturalmente *Trichocentrum andreanum*



Ceiba pentandra

(Malvaceae)

FOTO RRG



Citrus sinensis (Rutaceae)

FOTO RRG



Coccoloba barbadensis (Polygonaceae)

FOTO RRG



Gliricidia sepium (1,2)



(Fabaceae)

FOTO RRG



Inga spuria

(Mimosaceae)

FOTO RRG



Mangifera indica

(Anacardiaceae)

FOTO RRG

Fotografías

RRG: Ramiro Ríos Gómez