

Effect of drying time and different beef muscles cuts on physicochemical and sensory characteristics of dried meat (Jerky)

Lucía Ramírez-Cárdenas^{1*}

¹Universidad San Francisco de Quito, Colegio de Ciencias e Ingenierías - El Politécnico, Calle Diego de Robles y Vía Interoceánica, Cumbayá, Casilla Postal: 17-1200-841, Quito-Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: lramirez@usfq.edu.ec

Editado por/Edited by: Cesar Zambrano, Ph.D.

Recibido/Received: 2015/03/03. Aceptado/Accepted: 2015/04/29.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Abstract

Meat products have a broad market in Ecuador; however, jerky (dry meat) is rarely known and there are no products preserved using osmotic dehydration (OD). OD improves organoleptic characteristics of meat, thus it allows to use less economically valued meat cuts. The objective of this work was to evaluate the effect of drying time on three beef cuts, regarding the physicochemical characteristics (Moisture Content, Moisture:Protein Relation, MPR, and Water Activity A_w) and sensory characteristics in the elaboration of jerky that was previously dehydrated by OD, employing a 60° Brix hypertonic solution. OD procedure was considered to be finished when a moisture content of 55g/100g of product was achieved for all treatments. During the air drying stage, a Completely Randomized Design (CRD) with factorial arrangement 3² was used (Time: 4h, 5h, and 6h and muscle cut: *Infraspinatus*, *Rectus femoris*, *Pectoralis profundus*) at constant temperature (68.5°C). Five hours drying time treatments (T2, T5 and T8) presented better results for all three muscles types on physicochemical characterization and were evaluated by 65 consumer panelists through a preference test, in which no significant difference among treatments was observed. *Pectoralis profundus* is considered to have lesser market value compared to the other two muscles, hence its use for this type of products is highly recommended.

Keywords. Jerky, *Infraspinatus*, *Rectus femoris*, *Pectoralis profundus*, Moisture Protein Ratio, Osmotic Dehydration.


Efecto del tiempo de secado y de distintos cortes de músculos de res en las características fisicoquímicas y sensoriales de carne seca (cecina)

Resumen

Pese al gran posicionamiento que tienen los productos cárnicos en el Ecuador, el Charqui (carne seca) es poco conocido y no existen productos conservados usando deshidratación osmótica (DO). La DO mejora las características organolépticas de la carne por lo que permite utilizar cortes de menor costo económico. El objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto de diferentes tiempos de secado en tres tipos de músculo de res sobre las características fisicoquímicas (contenido de Humedad, Relación Humedad: Proteína MPR, y Actividad de Agua A_w) y organolépticas en la preparación de Charqui, previamente deshidratado mediante DO utilizando una solución hipertónica 60° Brix. La DO se consideró terminada para los tratamientos al alcanzar un contenido de Humedad de 55g/100g de producto. Para la etapa de secado se utilizó un diseño completamente al azar (DCA) con arreglo factorial 3², correspondiente a 2 factores (Tiempo: 4h, 5h, y 6h y tipo de músculo: *Infraspinatus*, *Rectus femoris*, *Pectoralis profundus*) a temperatura constante (68.5°C). Los tratamientos de 5 horas de secado para todos los músculos (T2, T5 y T8) presentaron los mejores resultados en la caracterización físico-química y al ser evaluados sensorialmente por 65 consumidores a través de una prueba de preferencia no presentaron diferencia significativa. *Pectoralis profundus* es un músculo con un valor en el mercado considerablemente menor a los dos anteriores, por lo que su utilización puede ser altamente recomendada en este tipo de productos.

Palabras Clave. Charqui, *Infraspinatus*, *Rectus femoris*, *Pectoralis profundus*, Relación Humedad:Proteína, Deshidratación osmótica.

Introduction

Meat products have a broad market in Ecuador, for consumers as well as producers. Data reported by the Ecuadorian Institute of Statistics and Census (INEC)  shows

that 5.3 million heads of cattle are reared across the country every year. As for consumption, an average person eats 13.8 kg of meat annually, which is used as a source of protein in a 42.5%, 32.0% y 31.7% in high,

middle and low social class respectively. To satisfy this demand, several techniques have been employed to increase product's shelf-life. The currently available products in the Ecuadorian market are mostly cold, cured or canned meat; but there are no products preserved by osmotic dehydration.

Osmotic dehydration (OD) is a food preservation method that eliminates water held in the interior of cellular solids. It is done by immersion of the product in a hypertonic solution, forming an osmotic pressure gradient because of the difference of concentrations between them. As a result, three main mass transfers occur in this process: (1) water flow from the product to the solution, (2) solutes are transferred from the solution to the product and (3) a loss of the product's own solutes into de hypertonic solution (Lück, 1995; Pezo et al., 2013). Energy savings and waste reduction are the main advantages of OD compared to other drying techniques.

Filipovic et al. [2] highlighted the importance of using ternary solutions (two solutes and one solvent) during de OD process in meat products, since they speed up the process. The combination of a salt along with a compound of larger molecular weight, such as sucrose or another sugar, increases the osmotic pressure gradient [3]. This also has a quality implication because it reduces salt impregnation in the product; thus improving organoleptic and nutritional characteristic [4, 5].

Different meat proteins play an important role on water retention inside de muscular tissue. Water is the major component in beef, being around the 75% of its total weight, and it is held inside muscular fibers in three different forms: (1) a first layer of *bond water* that interacts with charged functional groups of proteins and is resistant to evaporation; (2) a layer of *non-mobile* water that is attracted by esteric effects to bond water and that gradually turns into a (3) layer of *free water* [6, 7]. Regions (1) and (2) hold from 20% up to 27% of the total amount of water found in beef [8, 9].

Dried meat is one of the oldest preserved foods known by men. It is relatively easy to process and it does not need refrigeration during its commercial distribution due to its low water activity (A_w) [10]. Jerky is a marinated and dried meat, which can be made with whole or minced meat. The United States Department of Agriculture (USDA) defines jerky as a "meat product ready to eat that has been heat-treated and has a prolonged shelf-life" [11].

Jerky processing normally consist in a marinating stage followed by a drying treatment generated by circulation of hot air over the product, which is kept in trays, in order to eliminate water using convection [12]. Drying is necessary to reduce water activity, inactivate enzymes and to decrease microbial content [12, 13]. The absence of *Escherichia coli* O158:H7, *Listeria monocytogenes* and *Salmonella* must be guaranteed throughout a heat-treatment that reaches a minimal internal temperature of 71.1°C in the middle of the product [11, 14]. The USDA

established a maximum A_w of 0.85, and a Moisture-Protein Ratio (MPR) equal or less than 0.75:1 to assure shelf life stability of beef jerky.

Processing conditions and the properties of the meat employed, affect the characteristics of the final product, as well as the efficiency of its elaboration. Miller et al. [15] revealed that jerky produced with heart muscle had more protein and was less prone to nutrient loss in comparison to tongue and round top muscles in beef. However, this investigation did not specify any result regarding water activity, nor it reported water holding capacity changes of the studied muscles. Rahman et al. [16] conducted an investigation of the physical-chemical properties of jerky using goat meat and different drying methods. They concluded that drying methods affect quality attributes. Mamani-Linares and Cayo [17] determined some physical-chemical properties of jerky made with llama, horse and beef, showing that beef jerky had less water content, water activity and fat; thus it is highly recommended for these products.

Given the importance and world development of osmotic dehydration as a preservation technique, several studies have been made in order to optimize the process of meat products. Previous works have focused on different processing conditions during beef dehydration, as well as the concentration of the hypertonic solution employed, temperatures, time and final moisture reached [18-20]. On the other hand, packaging and storage procedures, such as modified atmospheres, have been developed [21]. Still, few studies have been carried out regarding beef cuts and its possible influence in osmotic dehydration, and moreover in the physicochemical and sensory characteristics of the final product.

It is well known that OD improves color and flavor characteristics in meat products [19]; hence it can increase the sensory attributes of low rated value beef cuts. It is necessary to find a muscle cut that allows an optimum processing method and also that is accepted by consumers. The market value of different beef cuts depends, in great measure, of its tenderness. Calkins and Sullivan [22] classified beef muscles according to their tenderness (tough, intermediate, tender) measured by resistance to shear force. The variation of this resistance between different muscles is due mainly because of the concentration and characteristics of the connective tissue involved [9]. In the present investigation three cuts with different tenderness rankings were chosen: *Infraspinatus* (tender), *Rectus femoris* (intermediate), and *Pectoralis profundus* (tough). Sensory perception of the consumer and its differentiation ability among different tenderness rankings in processed meat products, such as jerky, can have a number of practical implications.

In Ecuador there are no products similar to jerky, excluding minor importations of selected stores at high prices. The main objective of this work was to evaluate the effect of different processing times in three different beef muscles in the elaboration of dried meat (jerky),

Variable	Initials	Method	Specification
Water Activity	A _a	Official method AOAC 978.18	<0.85
Moisture Protein Ratio	MPR	Official method AOAC 2001.11 and Official method AOAC 960.39	<0.75
Moisture Content	Mc	Official method AOAC 960.39	<21g/100g

Table 1: Response Variables, methods and specifications.

Muscle	Expressible moisture [31]	Final moisture content at 12 hours (g/100g)
<i>Rectus femoris</i>	40.33	51.28
<i>Pectoralis profundus</i>	39.02	52.90
<i>Infraspinatus</i>	38.48	53.97

Table 2: Expressible moisture and final moisture content for each muscle.

through the determination of water content, MPR, A_w and sensory evaluation.

Materials and Methods

Raw Material

Three different beef muscle cuts were used according to the Institutional Meat Purchase Specifications [23]: *Infraspinatus* Shoulder Clod-114D (INF); *Rectus femoris* Round Knuckle Tip 167E (REF); *Pectoralis profundus* Boneless Brisket 120 (PEP).

Osmotic Dehydration

Previous Tests

In order to calculate proper amount of the required solutes in the hypertonic solution, this study used four 60° Brix solutions with different sodium chloride (NaCl) and sucrose (C₁₂H₂₂O₁₂) relations. Colato et al. [3] recommended hypertonic solutions that have C₁₂H₂₂O₁₂ concentrations ranking from 40 to 70%, and from 5 to 20% for NaCl. Outside these ranges the flavor of the product is negatively affected. The four combinations were: 9%NaCl-51%C₁₂H₂₂O₁₂, 11%NaCl-49%C₁₂H₂₂O₁₂, 13%NaCl-47%C₁₂H₂₂O₁₂, 15%NaCl-45%C₁₂H₂₂O₁₂.

Each one of these solutions was placed inside ZipLock® bags along with 300g of meat cut in cubes of 1.5cm per side made from PEP muscle. The solution:meat relation was 5:1 w/w [19-21]. OD was conducted at 4°C [11, 14, 24] for 12 hours in order to determine the amount of time needed to achieve a moisture content of 55g/100g of product established by Pezo et al. [20]. Moisture content was determined by duplicate every 2 hours according to AOAC method 934.01 [25]. The best combination was selected based on: (1) final moisture reached and (2) a six people *focus group* that tasted and evaluated each sample to define proper salt concentration.

Characterization of the Osmotic Dehydration Curve

The chosen NaCl-C₁₂H₂₂O₁₂ combination was prepared dissolving 110g of NaCl and 490g of C₁₂H₂₂O₁₂ for every 400g of water. Processing of the three types of

muscles for OD was made in the same way described in the previous tests and using same temperature. Moisture content was determined by triplicate every hour during 12 hours [25]. A dehydration curve (moisture content vs. time) was made for each muscle with the results obtained in this procedure. The required time to achieve the desired moisture content (55g per 100g of product) was calculated by interpolation of data found in each dehydration curves.

Marinating and Drying

Meat cubes were marinated in a 30°Brix sauce (containing powdered garlic, soy sauce, teriyaki sauce, mustard, powdered pepper, oregano, and sesame seed oil) with a meat:sauce relation 1:0.5 w/w in a Tumbler (Rühle M130) at -2°C for 40 minutes with vacuum (-0.90 bar) and a tank position number 2 without stirring arm (using program 25 which is specific for jerky and beef strips in this equipment). Samples were dried in a Precision (Economy Oven 45EG) at 68.5°C according to times set in the experimental design. A heat treatment, described by Nummer et al. [11], at 135°C for 10 minutes was made.

Experimental Design

A Completely Randomized Design (CRD) with factorial arrangement 3² was employed (combination of 2 factors with 3 levels each: type of muscle used (INF, REF, PEP) and drying time (4, 5 and 6 hours). Muscle types were chosen according to their tenderness ranking described by Calkins and Sullivan [22], and drying times were determined according to Nummer et al. [11]. Three repetitions were done, obtaining a total of 27 experimental units. Response variables with their respective specifications are described in Table 1.

The data were subjected to analysis of variance (ANOVA) and means were assessed by Tukey test (P<0.05).

Pondering Table

Water activity of jerky has been described by several researchers [11, 14, 24] as the main variable for microbiological control (valuation 3); followed by MPR (<0.75) (valuation 2) required to categorize a product as jerky. According to the USDA [11], moisture content does not

Source of Variation	d.f.	Mean Squares		
		A_w	MPR	Moisture content (g/100g)
Treatments	8	$2.03 \times 10^{-3n.s.}$	$1.12 \times 10^{-2*}$	14.8*
Factor A (Muscle)	2	$9.92 \times 10^{-4n.s.}$	$6.44 \times 10^{-4n.s.}$	2.26 ^{n.s.}
Factor B (Time)	2	$6.18 \times 10^{-3*}$	$3.20 \times 10^{-4*}$	43.7*
Interaction AxB	4	$4.83 \times 10^{-4n.s.}$	$6.16 \times 10^{-3*}$	6.60*
Experimental Error	18	8.48×10^{-4}	1.72×10^{-3}	1.14
Total	26	1.21×10^{-3}	4.64×10^{-3}	5.34

*: significant at 5% probability by F test.

^{n.s.}: not significant at 5% probability by F test.

Table 3: Summary of the analysis of variance (ANOVA) for A_w , MPR and Moisture Content of treatments.

guarantee product's safety, which is why this is the least important variable (valuation 1). However, Allen et al. [26] recommended moisture analysis to have a better understanding of the shelf life of the product, and Lim et al. [27] highlighted the importance of moisture content in jerky's texture.

Sensory Evaluation

A preference test was done by 65 consumer type judges [28], all students from San Francisco de Quito University between 17 and 24 years old; 36 women (55.39%) and 29 men (44.61%). Treatments were coded using three randomized numbers. Jerky samples were presented simultaneously in meat cubes of 1.2cm per side (3g each). In the form given judges were asked to try samples from left to right and order them according to their preference, being 1 "most preferred" and 3 "less preferred" [29]. They were asked to drink water and wait thirty seconds between each sample [29]. Friedman's test was employed using Chi-square equation to determine statistical differences. X^2 value was obtained according to Equation 1, and compared to the value given in the Chi-square distribution table (G.L. = 2 and 5% probability) [29], according to the same equation:

$$X^2 = \frac{12}{N \cdot k(k+1)} \sum_{j=1}^k (R_j)^2 - 3N(k+1) \quad (1)$$

Where, N = number of judges

K = number of samples

R = summation of each treatment

Results y Discussion

Osmotic Dehydration

Graphic 1 shows the osmotic dehydration curves for the four different combinations of NaCl:C₁₂H₂₂O₁₂ for meat cubes (1.5cm per side) of PEP muscle. The sample that contained the highest NaCl concentration dehydrated slightly better than the rest, reaching a final moisture content of 51.24g/100g after 12 hours of treatment, whereas the sample that only contained 9% NaCl only reached a moisture content of 55.91g/100g in the same

time. Sucrose usage increases solution viscosity, leading to inhibition of mass transfer due to formation of a sugar barrier in the product's surface [5, 30]. The difference between the 9% NaCl sample with the rest may be caused by this phenomenon. NaCl reduces water activity more efficiently, but its concentration in hypertonic solutions is restricted for giving an excessive salty taste in the product [5]. Given that the last three combinations dehydrated the meat in similar ways, the solution containing 11%NaCl-49%C₁₂H₂₂O₁₂ was chosen for organoleptic reasons.

Dehydration curves for each muscle are presented in Graphic 2. Time 0 of the curve represents the initial moisture content for all muscles. All samples had higher values than those reported by Von Seggern et al. [31]. However, a similar tendency was maintained where INF had the lowest moisture value in comparison with the two other muscles. Initial moisture content can be affected by several factors such as age, gender and animal rearing [9].

When osmotic dehydration began, some similarities appeared for the three muscle types: during the five first hours of dehydration there was a quick moisture drop in the product. This occurred, as expected, given that existed a wider gradient of osmotic pressure [3, 5]. Then, dehydration speed in meat cubes diminished considerably, keeping a moisture of 60g/100g until the 8th hour. It seems that NaCl was responsible for the first quick dehydration moment given its capability to penetrate cell membranes. Colato et al. [3] presented similar results with the same 11% NaCl content in different food products.

The required times to achieve the established moisture content of 55g/100g were 11.52h, 10.28h and 11.30h for INF, REF and PEP, respectively. REF was the muscle which eliminated water faster than INF and PEP, and this may be due to its *free water* content [32]. Using centrifugation methods it is possible to calculate the amount of *drip loss* and retained water in meat proteins [7]. Drip loss comes from *expressible moisture* and it gives a close idea of the total amount of free water in a sample. Von Seggern et al. [31] reported values of *expressible moisture* for several muscles, where REF had a higher value than INF and PEP. Table 2 shows the amount of *expressible moisture* and the final moisture content reached after 12 hours of OD for each muscle.

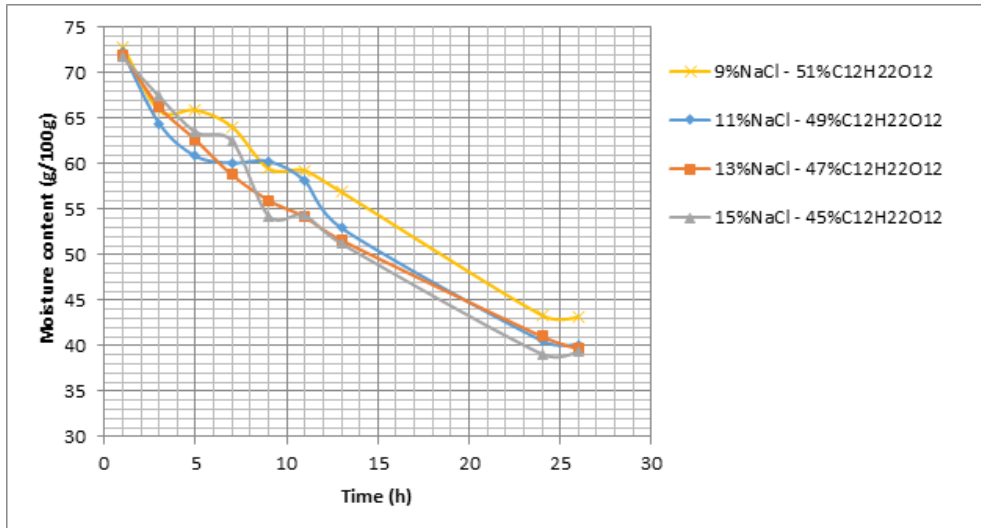


Figure 1: Osmotic dehydration curves for four different combinations of NaCl:C₁₂H₂₂O₁₂ for meat cubes (1.5cm per side) of PEP muscle.

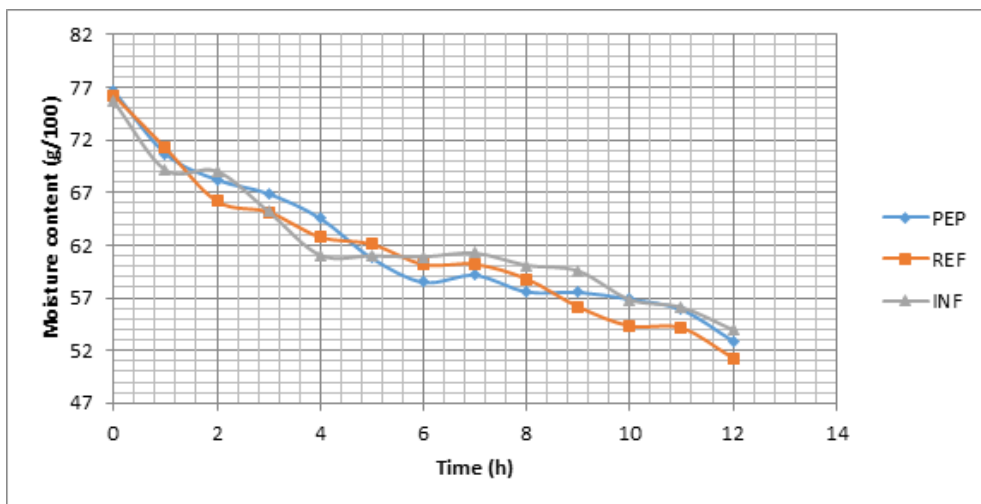


Figure 2: Osmotic Dehydration for each different muscle (PEP, REF, INF).

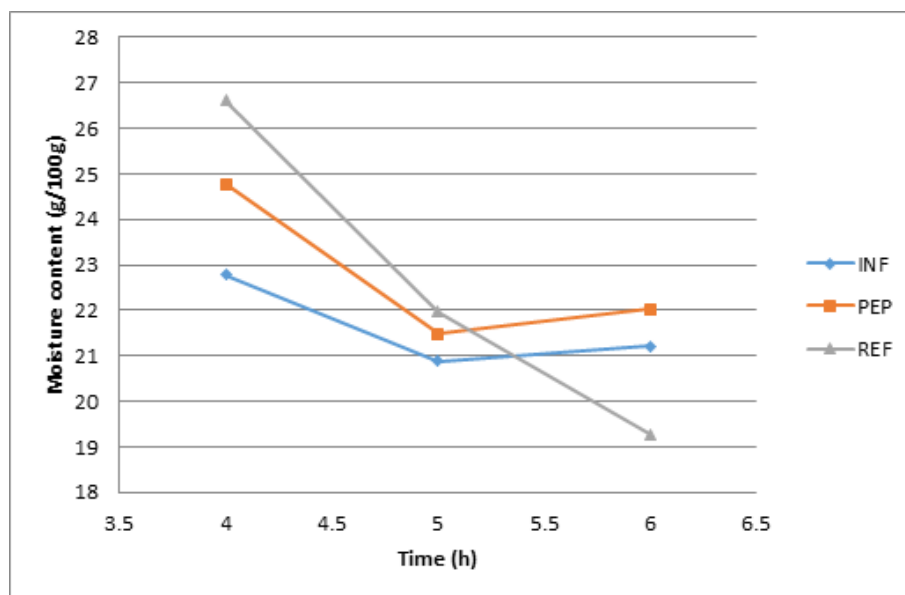


Figure 3: Drying procedure for the three muscle cuts at 4, 5 and 6 hours.

Treatments	A _w *
T7	0.628 ± 0.019
T1	0.613 ± 0.045
T4	0.608 ± 0.012
T6	0.588 ± 0.033
T5	0.583 ± 0.009
T8	0.582 ± 0.007
T9	0.565 ± 0.027
T2	0.556 ± 0.042
T3	0.553 ± 0.038

* Values are mean ± SD

Table 4: A_w of treatments

Awis et al. [6] investigated the water holding capacity of 9 different muscles, finding that INF had less drip loss than REF, although in this study PEP muscle was not analyzed.

Drying Procedure

Table 3 presents the summary of analysis of variance (ANOVA) of the physicochemical characterization of the treatments. Significant differences existed within treatment regarding MPR and moisture content, but not for A_w. The type of muscle used did not influenced in any of the variables analyzed, whereas drying time was very important. Factor interaction (Muscle and Time) influenced in MPR and moisture content, but not for A_w.

Water Activity (A_w)

There was no statistical difference between treatments (Table 3). All treatments achieved established A_w parameter <0.85 (Table 4) for jerky commercialization [22]. Furthermore, all treatments had an A_w lower than 0.70, which according to Nummer et al. [11] and Rodríguez [33] is a control method for jerky that has not employed yeast and mold inhibitors. Boles et al. [14] presented similar A_w results for this product. The low A_w of treatments revealed the influence of OD in drying time; Bowser et al. [10] reported drying times longer than 6 hours by traditional methods at the same temperature, and Lim et al. [26] required 8 hours at 70°C.

It would be logical to suppose shorter drying times with the A_w given to reduce energetic costs. Nevertheless, some researchers [11, 34] have stated that the minimum time required at 68.5°C to assure the products microbiological safety and absence of *E. coli* 0157:H7, *Listeria monocytogenes* and *S. aureus* is 4 hours.

Moisture Protein Ratio (MPR)

All the nine treatments reached established MPR for jerky (<0.75) [23]. Table 5 shows that the only muscle that has statistical difference between 4 hours and 6 hours of treatment was REF. On the other hand, the coefficient of variation for MPR (CV= 8.48%) was higher in comparison with A_w (CV= 4.97%) and moisture content (CV=6.00%). This could be explained because MPR is obtained from two values, the mathematical relation

Treatments	MPR*
T7	0.597 ± 0.049 ^a
T4	0.565 ± 0.060 ^{ab}
T1	0.508 ± 0.030 ^{abc}
T3	0.487 ± 0.028 ^{abc}
T5	0.472 ± 0.002 ^{bc}
T8	0.470 ± 0.077 ^{bc}
T6	0.456 ± 0.040 ^{bc}
T2	0.447 ± 0.015 ^{bc}
T9	0.396 ± 0.013 ^c

* Values are mean ± SD

*Means followed by the same letter are not significantly different at 5% probability by Tukey Test.

Table 5: Moisture Protein Ratio (MPR) of treatments.

between moisture and protein. Allen et al. [25] and Rodríguez [33] reported similar values for these variables in other jerky studies.

Moisture Content

Some investigators [6, 7] concluded that speed and dehydration capacity in meat products depend on the amount of *bound* and *non-mobile water*. Once free water is eliminated from the product, evaporation speed is considerably reduced. This can be observed in Graphic 3, where INF and PEP treatments kept their moisture close to 20g/100g from the fifth hour on, but REF reached 18g/100g after 6 hours. Price and Schweigert [8] established a 20% *bound* and *non-mobile* water for most beef cuts. The continued moisture evaporation in REF might be explained because of its *expressible water* content. All treatments of four drying hours (T7, T4 y T1) did not achieved the maximum established parameter for moisture content (<21g/100g) (Table 6).

Pondering of Variables

Treatments of five and six drying hours for all muscles had the higher score values (Table 7). Treatments of five hours for all muscles were chosen for sensory evaluation because of less energetic costs (T2, T5 and T8).

Treatments	Mc(g/100g)*
T7	26.115 ± 0.660 ^a
T4	24.265 ± 0.912 ^{ab}
T1	22.272 ± 0.972 ^{bc}
T5	20.988 ± 0.828 ^{cd}
T8	20.933 ± 2.014 ^{cd}
T6	20.858 ± 0.783 ^{cd}
T3	20.720 ± 0.229 ^{cd}
T2	20.383 ± 0.276 ^{cd}
T9	18.779 ± 1.588 ^d

* Values are mean ± SD

*Means followed by the same letter are not significantly different at 5% probability by Tukey Test.

Table 6: Moisture content of treatments.

Sensory Evaluation

The calculated X^2 value was 0.369, significantly inferior to the critical value of 5.991, therefore there was no significant difference between treatments. Consumers did not show any preference for a particular sample, and any of the muscles cuts studied could be employed for future marketing tests. It could have been expected that consumers reject PEP samples because of more intercrossed bonds in their connective tissue, which increases meat hardness [9]. Given that PEP is a low valued market meat cut with low prices, it should be the muscle with more commercial interest in jerky products.

Acknowledgements

The authors will like to the Department of Food Engineering from Universidad San Francisco de Quito for the resources provided, as well as its personnel for all the support given to fulfill this project.

References

- [1] INEC. 2011. "Censo Agropecuario". *Link: www.inec.gov.ec. Instituto Nacional de Estadísticas y Censos: Ecuador.*
- [2] Filipović, V.; Levic, L.; Ćurčić, B.; Nićetin, M.; Pezo, L.; Mišljenović, N. 2014. "Optimization of mass transfer kinetics during osmotic dehydration of pork meat cubes in complex osmotic solution". *Chemical Engineers of Serbia*, 20(3):305–314.
- [3] Colato Antonio, G.; Moreira Azoubel, P.; Xidieh Murr, F.; Jin Park, K. 2008. "Osmotic dehydration of sweet potato (*Ipomoea batatas*) in ternary solutions". *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 28(3):696–701.
- [4] Bohuon, P.; Collignan, A.; Rios, G.; Raoult-Wack, A. 1998. "Soaking process in ternary liquids: experimental study of mass transport under natural and forced convection". *Journal of Food Engineering*, 37(4):451–469.
- [5] Tortoe, C. 2010. "A review of osmodehydration for food industry". *African Journal of Food Science*, 4(6):303–324.
- [6] Awis Qurni, S.; Mohamad Abdullah, H.; Taiwo Olusesan, A.; Jothi Malar, P. 2011. "The effects of carcass conditioning on shear force values and water holding capacity of different skeletal muscles of Malaysian Indigenous (Malin) sheep and the changes in their pH and glycogen contents". *Journal of Animal and Veterinary Advances*, 10(23):3100–3106.
- [7] Kerth, C. 2013. "The Science of Meat Quality". *Acribia, S.A.: Zaragoza España.*
- [8] Price, J.; Schweigert, B. 1987. "The science of meat and meat products". *Food and Nutrition Press: Connecticut.*
- [9] Lawrie, R. 1998. "Ciencia de la Carne". *Acribia, S.A.: Zaragoza, España.*
- [10] Bowser, T.; Frazier, S.; Weckler, P.; Kowalski, S. 2009. "Optimizing Jerky Drying Time with Minimal Product Impact". *The Open Food Science Journal*, 3:79–83.
- [11] Nummer, B.; Harrison, J.; Harrison, M.; Kendall, P.; Sofos, J.; Andress, E. 2004. "Effects of Preparation Methods on the Microbiological Safety of Home-Dried Meat Jerky". *Journal of Food Protection*, 67(10):2337–2341.
- [12] Clemente, G. 2003. "Efecto de la contracción en la cinética de secado de músculos de jamón". *Tesis de doctorado, Universidad Politécnica, Valencia, España.*
- [13] Chirinos Michilo, V.; Ortiz Zevallos, N. 2010. "Secado de carne: Influencia del tiempo y temperatura de secado en la pérdida de agua". *Tesis de ingeniería, Universidad Wiener, Lima, Perú.*
- [14] Boles, J.; Neary, K.; Clawson, K. 2014. "New interventions and validation for the control of pathogens in the processing of jerky". *Food Safety and Inspection Service, USDA. http://www.fsis.usda.gov.*
- [15] Miller, M.; Keeton, J.; Cross, H.; Leu, R.; Gomez, F.; Wilson, J. 2007. "Evaluation of the physical and sensory properties of jerky processed from beef hind and tongue". *Journal of Food Quality*, 11(1):63–70.
- [16] Rahman, M.; Salman, Z.; Isam, T.; I, K.; Mothershaw, A.; Al-Riziqi, M.; Guizani, N.; Mahgoub, O.; Ali, A. 2005. "Microbial and physico-chemical characteristics of dried meat processed by different methods". *International Journal of Food Engineering*, 1:8–16.
- [17] Mamani-Linares, W.; Cayo, F. 2011. "Características físico-químicas de charqui bovino, llama y equino". *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 22:290–300.
- [18] Agustinelli, S.; Salvador, V.; Yeannes, M. 2013. "Determination of the moisture sorption behavior of osmotically dehydrated mackerel fillets by means of binary and ternary solutions". *Food Science and Technology International*, 20(5):353–363.
- [19] Filipović, V.; Ćurčić, B.; Nićetin, M.; Plavšić, D.; Koprivica, G.; Mišljenović, N. 2013. "Mass transfer and microbiological profile of pork meat dehydrated in two different osmotic solutions". *Hemijaska Industrija*, 66(5): 743–748.
- [20] Pezo, L.; Ćurčić, B.; Filipović, S.; R., M.; Nićetin, G.; Koprivica, B.; Nevena, M.; Mišljenović, L.; Lević, B. 2013. "Artificial neural network model of pork meat cubes osmotic dehydration". *Hemijaska Industrija*, 67: 465–475.
- [21] Suput, D.; Lazić, L.; Pezo, L.; Lević, L.; Gubić, J.; Hromiš, N.; Sojić, B. 2013. "Modified atmosphere packaging and osmotic dehydration effect on pork quality and stability". *Romanian Biotechnological Letters*, 18(2):8160–8169.
- [22] Calkins, C.; Sullivan, G. 2007. "Ranking of Beef Muscles for Tenderness". *Universidad de Nebraska: 1–5.*
- [23] NAMP. 2007. "The Meat Buyers Guide". *North American Meat Processors Association, Reston: Virginia: 1–22.*

- [24] Garcia, L. 2009. "Functional properties and utilization of high pH beef". *Tesis de doctorado. Universidad Texas A&M: Texas, Estados Unidos.*
- [25] A.O.A.C. 2004. "Official methods of Analysis of A.O.A.C International: Food Composition, Additives, Natural Contaminants". *Gaithersburg: Maryland, EE.UU.*
- [26] Allen, K.; Cornforth, D.; Whittier, D.; Vasavada, M.; Nummer, B. 2007. "Evaluation of High Mcidity and Wet Marinade Methods for Pasteurization of Jerky". *Journal of Food Science*, 72(7):351–355.
- [27] Lim, H.; Kim, G.; Jung, E.; Seo, H.; Joo, S.; Jin, S.; Yang, H. 2014. "Effect of curing time on the physicochemical and sensory properties of beef jerky replaced salt with soy sauce, red pepper paste and soybean paste". *Asian-Australas Journal Animal Science*, 27(8):1174–1180.
- [28] Wittig de Penna, E. 2001. "Evaluación Sensorial. Una metodología actual para tecnología de alimentos". *Biblioteca Digital de la Universidad de Chile.*
- [29] Ramírez-Navas, J. 2012. "Análisis sensorial: pruebas orientadas al consumidor". *Revisiones de la ciencia, tecnología e ingeniería de alimentos*, 12:83–97.
- [30] Mastrantonio, S.; Pereira, L.; Hubinger, M. 2005. "Osmotic dehydration kinetics of guavas in maltose solution with calcium salt". *Alimentos y nutrición Araraquara*, 16(4):309–314.
- [31] Von Seggern, D.; Calkins, C.; Johnson, D.; Brickler, J.; Gwartney, B. 2005. "Muscle profiling: Characterizing the muscles of the beef chuck and round". *Meat Science*, 71:39–51.
- [32] Simal, S.; Femenia, A.; Garcia-Pascual, P.; Rossello, C. 2003. "Simulation of the drying curves of a meat-based product: effect of the external resistance to mass transfer". *Journal of Food Engineering*, 58:193–199.
- [33] Rodríguez Soto, S. 2011. "Evaluación de dos músculos de res y dos tratamientos térmicos en las características de jerky". *Tesis de licenciatura. Universidad Zamorano, Honduras.*
- [34] Jay, J.; Loessner, M.; Golden, D. 2005. "Modern Food Microbiology". *Springer Science & Business Media: Zurich, Suiza.*

Estudio comparativo de la compostabilidad de fundas plásticas de PEBD, oxo-biodegradables y de papel distribuidas en el Distrito Metropolitano de Quito

Tzu Hsin Huang¹ y Daniela Almeida Streitwieser^{1*}

¹Universidad San Francisco de Quito USFQ, Colegio de Ciencias e Ingenierías - El Politécnico, Departamento de Ingeniería Química, Laboratorio de Desarrollo de Energías Alternativas, Calle Diego de Robles y Vía Interoceánica, Campus Cumbayá, Casilla Postal: 17-1200-841, Quito-Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, correo electrónico: dalmeida@usfq.edu.ec

Editado por/Edited by: Cesar Zambrano, Ph.D.

Recibido/Received: 2015/02/20. Aceptado/Accepted: 2015/05/08.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Comparative study of the compostability of LDPE, oxo-biodegradable and paper bags distributed in Distrito Metropolitano de Quito

Abstract

In this study the degradation behavior of different types of commercial T - type bags has been investigated. The bags tested according to their commercial description are: LDPE plastic, oxo-biodegradable plastic and paper. The investigation was performed over a period of 32 weeks under real conditions. The composting essays were inoculated with fresh commercial humus and the humidity was controlled over the complete period, while the temperature was kept at the low mesophilic regime at room temperature, without direct contact to sunlight. The determination of the degradation was based on the analyses of total solids and organic total solids, as well as visual observations.

The results show that only the paper bags were biodegraded appropriately, leaving no residue after 32 weeks. While neither the LDPE nor the oxo-biodegradable plastic bags show any signs of disintegration or degradation over the entire period. These results were expected for the LDPE bags, but not for the oxo-biodegradable plastics. As conclusion the low biodegradability of these bags is explained by the fact that even if the bags are commercially distributed as biodegradables, they are normal LDPE bags with an oxo - additive. Actually, according to the definition, they cannot be considered as biodegradable, since they can only be degraded by few microorganisms in a very slow rate. The degradation of their chemical structure occur by the action of heat or ultraviolet light. And since non of these conditions were found during this investigation, the bags suffer no disintegration.

Keywords. Oxo-degradable plastics, plastic bags, biodegradable bags, paper bags, composting, biodegradation, compostability.

Resumen

En esta investigación se estudia la degradación de los diferentes tipos de fundas comerciales tipo - T. Las fundas investigadas conforme a su descripción comercial son: de plásticos PEBD, de plásticos oxo-biodegradables y de papel. La investigación se realizó durante un periodo de 32 semanas bajo condiciones reales. Los ensayos del compostaje fueron inoculados con humus comercial fresco y la humedad se controló durante el periodo completo, mientras que la temperatura se mantuvo en el bajo régimen mesofílico a temperatura ambiente, sin contacto directo a la luz solar. La determinación de la degradación se basó en los análisis de los sólidos totales y sólidos orgánicos, como también observaciones visuales.

Los resultados muestran que solo las fundas de papel fueron biodegradadas adecuadamente, al no dejar residuos después de 32 semanas. Mientras que ni las fundas plásticas PEBD ni las oxo-biodegradables mostraron señales de desintegración o degradación durante la investigación. Estos resultados fueron esperados de las fundas PEBD, pero no para las fundas oxo-biodegradables. La baja biodegradabilidad de estas fundas se explica por el hecho de que si bien las fundas son distribuidas como biodegradables, son fundas normales de PEBD con un aditivo pro-oxidante. De acuerdo a la definición de biodegradabilidad, estas fundas no pueden ser consideradas como biodegradables, debido a que pueden ser degradadas por pocos microorganismos con tasas muy bajas. La degradación de sus estructuras químicas ocurre por la acción de calor o rayos ultravioletas. Y debido a que ninguna de estas condiciones fueron encontradas durante el experimento, las fundas no sufrieron desintegración a lo largo de esta investigación.

Palabras Clave. Plásticos oxo-biodegradables, fundas plásticas, fundas biodegradables, fundas de papel, compostaje, biodegradación, compostabilidad.

Introducción

El manejo de los desechos plásticos, en especial las fundas plásticas, es uno de los temas más discutidos en la actualidad [1]. Debido a su difícil degradación, la mayoría de las fundas plásticas terminan enterradas en vertederos o acumulándose en lugares remotos. Se ha establecido que los plásticos forman entre el 20 % al 30 % del volumen de los vertederos de los desechos municipales. Siendo que los plásticos son resistentes a la degradación bacteriana, permanecen por años bajo la tierra o contaminando ecosistemas, convirtiéndose en uno de los desechos más contaminantes y problemáticos [2]. Por esta razón, es importante buscar soluciones para eliminar estos desechos o encontrar otras técnicas para reemplazar el uso excesivo de las fundas plásticas que son difíciles de descomponer.

La palabra plástico viene de griego “plastikos” que significa apto para ser moldeado de diferentes formas [1]. Desde su descubrimiento en 1909 por Baekeland con la síntesis de la baquelita a partir de fenol y formaldehído, los plásticos han sido un producto muy útil y versátil [3]. Los plásticos son largas cadenas de polímeros sintetizados por el hombre. Principalmente están compuestos por carbono, hidrógeno, nitrógeno, oxígeno, cloruro, y bromuro. Normalmente, estos compuestos son extraídos del petróleo o del gas natural [1].

Debido a sus propiedades de moldeabilidad, durabilidad, rentabilidad y bajo costo, el plástico se ha convertido paulatinamente en un producto indispensable para la vida diaria [4]. Su desarrollo fue concebido para resistir la degradación. Es decir que no pueda ser descompuesto fácilmente por los microorganismos, los cuales pueden reducir el tamaño de los desechos orgánicos y así evitar su acumulación [5]. Sin embargo, debido a su amplio uso, los desechos sólidos formados de plásticos, y en especial fundas plásticas, se van acumulando en vertederos, ciudades, parques y hasta en los lugares más remotos como océanos. Esto está generando un gran impacto ambiental, ya que van ocupando espacios, disminuyendo la cantidad de tierra para otros usos, contaminando suelos y fuentes de agua, además de poner directamente en peligro a flora y fauna.

De acuerdo a estadísticas, en el año 2013 hubo una producción anual de 299 millones de toneladas de plásticos a nivel mundial [6]. En la Figura 1 se presenta la producción mundial desde el año 1950, con un crecimiento promedio anual de 8,7 % [6, 7]. De toda la cantidad fabricada de plásticos, 1000 toneladas son destinados a la producción de fundas plásticas [4].

Con el objetivo de disminuir los desechos producidos por el uso de los plásticos, se iniciaron investigaciones en el desarrollo de plásticos degradables. Esta idea surgió a finales de los años 80, cuando la degradabilidad y la conservación del medio ambiente empezaron a ser un tema de interés por científicos y la sociedad en general. Desde entonces se han investigado precursores químicos que puedan sustituir a los polímeros convencionales

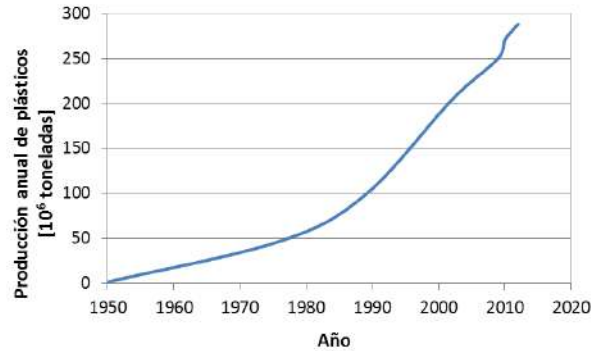


Figura 1: Producción mundial de los plásticos de 1950-2011 [6, 7].

[8]. Este nuevo tipo de plástico degradable puede ser descompuesto de manera más fácil debido a su estructura molecular que más adelante se tratará en detalle.

Comúnmente se utiliza arbitrariamente los términos desintegrar, degradar, biodegradar y compostar. Sin embargo, de acuerdo al estándar ASTM D5988-03 [9] y a la norma NTE INEN 2643:2012 [10], la biodegradabilidad se refiere a la capacidad de ser descompuesto en dióxido de carbono, agua, metano, compuestos inorgánicos o biomasa, debido a acciones enzimáticas de los microorganismos, sin dejar rastro de su composición original [11]. En consecuencia un plástico compostable o biodegradable es aquel que, al ser sometido a condiciones de compostaje, puede ser biodegradado por la acción biológica en dióxido de carbono, agua, compuestos inorgánicos y biomasa. Esta sustancia se conoce como humus o compost [11].

La degradación es la descomposición química de un material y la desintegración se refiere a la reducción o fragmentación de un material a partículas más pequeñas. Para que una bolsa cumpla con el estándar de degradabilidad, se requiere que su descomposición alcance un grado del 60 % al 90 % dentro de un rango de 60 a 180 días en un ambiente de compostaje [5]. Otro método de reducir el uso de las fundas plásticas es utilizar las fundas de papel que se basan en fibras naturales donde sus moléculas son fáciles de degradar por microorganismos [7].

El compostaje es un proceso que controla la descomposición biológica y la transformación de los materiales biodegradables en compost, una sustancia similar al humus rica en carbono orgánico así como micro- y macronutrientes [1]. En este medio, los microorganismos conformados por bacterias y hongos pueden romper fácilmente las largas cadenas de polímeros formando desechos orgánicos no contaminantes, dióxido de carbono, minerales, y agua [12].

Otros beneficios de utilizar el compostaje para degradar desechos es que la inversión es baja, no tiene una alta demanda energética, y el producto puede utilizarse como abonos para la agricultura [13].

Este trabajo consiste en la comparación del tiempo de degradación de las fundas comerciales de papel, plásti-

Tipo de Plástico	Estructura	Uso
Polietileno (PE)	$[-CH_2-CH_2-]_n$	Fundas plásticas, botellas, empaques, juguetes, tubos de irrigación.
Polipropileno (PP)	$[-CH(CH_3)-CH_2-]_n$	Tapas de botellas, sorbetes, asientos de automóviles, baterías de automóviles, alfombras.
Poliestireno (PS)	$[-CH_2-CH(C_6H_5)-]_n$	Vasos desechables, materiales de empaque.
Cloruro de polivinilo (PVC)	$[-CH_2-CH(Cl)-]_n$	Cubierta de asientos en automóviles, cortinas de ducha, botellas, tubos eléctricos.
Poliuretano (PUR)	$[-R-O-C(=O)-NH-R_2-NH-C(=O)-O-]_n$	Neumáticos, empaques, parachoques, aislantes en refrigeradores, esponjas, chalecos salvavidas.
(Poli(etileno tereftalato) (PET)	$[-CH_2-CH_2-O-C(=O)-C_6H_4-C(=O)-CH_2-O-]_n$	Botellas, empaques de carnes, fibras textiles.
Poli(butileno tereftalato) (PBT)	$[-O-C_6H_4-C(=O)-O-(CH_2)_4-O-]_n$	Aislante eléctrico, interruptores, capacitores, conectores, fibras, espejos retrovisores.

Tabla 1: Estructura molecular y usos de los tipos de plásticos más comunes [1].

cas y llamadas “biodegradables”, bajo condiciones reales de compostaje similares a las que se encuentran en vertederos sanitarios, donde principalmente son enviadas las fundas después de su uso. En esta investigación se desea investigar si las fundas comercializadas como “biodegradables” pueden ser descompuestas más rápida y fácilmente que las fundas plásticas convencionales, como se esperaba; por lo cual se sometieron a los tres tipos de fundas: plásticas, biodegradables y papel, en un medio de compostaje bajo condiciones aeróbicas.

Características y propiedades de las fundas

Fundas plásticas

El polímero sintético más utilizado para la producción de las fundas plásticas es extraído del petróleo. Se estima que se utilizan a nivel mundial casi dos millones de fundas plásticas por minuto [14]. Los tipos de plásticos más aplicados en los empaques son: polietileno (PEBD, PEAD, PEMD), polipropileno (PP), poliestireno (PS), cloruro de polivinilo (PVC), poliuretano (PUR), tereftalato de polietileno (PET), y tereftalato de polibutileno (PBT). En la Tabla 1 se presenta la estructura molecular y las principales aplicaciones de los diferentes plásticos [1].

El material más utilizado para la fabricación de las fundas plásticas es el polietileno debido a su alta resistencia, baja absorción de humedad, baja reactividad química, y bajo coeficiente de fricción [15]. Dependiendo de la densidad, el polietileno está clasificado en polietileno de alta densidad (PEAD), de baja densidad (PEBD), y de media densidad (PEMD) [1]. El PEAD es fabricado por un proceso de baja presión y está conformado por una larga cadena molecular con apenas una ramificación lateral por cada 200 átomos de carbono. Debido a su estructura lineal tiene alta cristalinidad y mayor fuerza intermolecular, lo cual ayuda a tener mejor rigidez y resistencia. La mayoría del PEAD es utilizado en la

fabricación de botellas para detergentes, envases de leche, juguetes, contenedores de basura y agua [15, 16]. El PEBD se fabrica por un proceso de polimerización de alta presión. Contrario al PEAD, este tipo de polietileno está formado por largas cadenas ramificadas. Debido a la presencia de las cadenas laterales, las moléculas no pueden ser aglomeradas fácilmente, presentando su característica de baja cristalinidad y tensión, siendo mucho más flexible que el PEAD. Por lo general, el PEBD es aplicado para materiales de embalaje, películas plásticas, y fundas plásticas [15, 16].

Al igual que el PEAD, el PEMD está hecho del mismo proceso de baja presión. Posee ciertas ramificaciones cortas en su estructura molecular. Estas pequeñas cadenas laterales lo hacen un poco más suave que el PEAD. Normalmente, son utilizados en la fabricación de tubos, sacos, películas de embalaje, y fundas de carga [15, 16].

En el 2012, 6.6 millones de toneladas de plásticos se reciclaron a nivel mundial [6].

Fundas biodegradables

Las fundas biodegradables parten de la misma estructura molecular que forman los plásticos, por lo que están constituidas por largas cadenas de polímeros. Sin embargo, estas cadenas están mezcladas con compuestos naturales de origen vegetal o aditivos que permiten tener cambios significativos en su estructura química. De esta manera, son susceptibles a los ataques de los microorganismos. Los polímeros biodegradables pueden ser clasificados en dos tipos: polímeros hidro - biodegradables y polímeros oxo - biodegradables [17].

Los polímeros hidro - biodegradables se biodegradan intrínsecamente. Es decir, su estructura química permite una degradación enzimática y, por lo general, son fabricados a partir de recursos renovables como almidón, celulosa, quitina, entre otras [17]. Por ejemplo, polihidroxialcanoatos (PHA), polihidroxibutirato, polilácticos o polisacáridos [1].

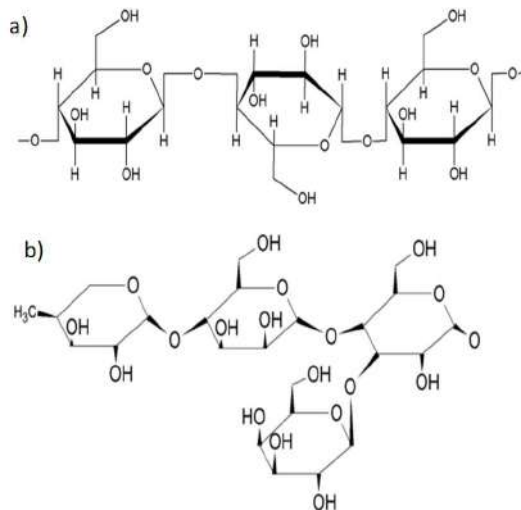


Figura 2: Estructura molecular de a) celulosa y b) hemicelulosa [21, 22].

Los polímeros oxo - biodegradables poseen compuestos pro - oxidantes o foto - sensibilizadores, por lo que al ser sometidos a luz ultravioleta o calor se produce fotooxidación y termoxidación, respectivamente. Estas oxidaciones ocasionan la degradación en los polímeros sintéticos, reduciendo su masa molar y formando grupos oxigenados que pueden ser metabolizados por los microorganismos [17]. Estos polímeros son formados por poliésteres, tales como policaprolactona, poliéster y copolímeros [1]. Estrictamente hablando estos polímeros deberían denominarse oxo-degradables, ya que su degradación no ocurre por acción enzimática.

La mayoría de las macromoléculas hidro-biodegradables, conocidas como biopolímeros, son sintetizadas por microorganismos. La mayoría de las moléculas oxo-biodegradables son biopolímeros sintéticos. Una combinación entre estas moléculas forma la estructura básica de los plásticos biodegradables. En las Tabla 2 y Tabla 3 se presentan las estructuras y las aplicaciones de los dos tipos de plásticos biodegradables [1, 18].

De todos estos compuestos, el más conocido e importante es el PHA, seguido por el PHB y el PHBV. Por su alta biodegradabilidad y biocompatibilidad, y dado que su materia prima consta de recursos renovables, son aplicados constantemente en los materiales de empaque, dispositivos médicos y productos de higiene personal [18].

Fundas de papel

El papel es producido por las fibras de madera que contienen principalmente celulosa (45 %), hemicelulosa (20 %) y lignina (35 %) [19], además de un alto porcentaje de papel reciclado. Desde el año 2000 hasta el 2010, el uso de papel reciclado para la fabricación de papel se ha incrementado en un 45.4 %. En el año 2012 hubo una producción de 212 millones de toneladas de papel reciclado [20].

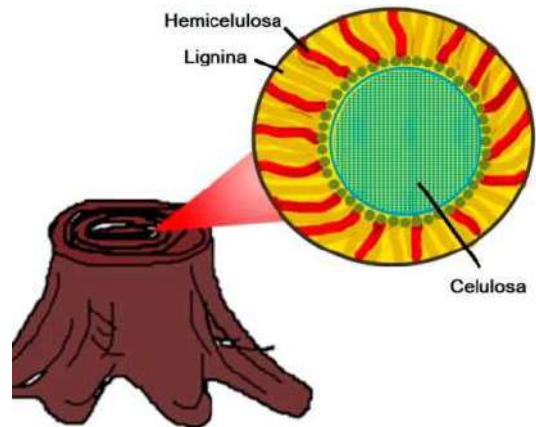


Figura 3: Lignina en la madera.

La celulosa es un carbohidrato sintetizado por las plantas. Es considerada el biopolímero natural más abundante y es el principal compuesto de los papeles. La molécula de la celulosa es un polímero lineal formado por glucosa en forma de piranosa y vinculado entre sí mediante el enlace 1,4-glicosídico. En la degradación de la celulosa ocurren dos reacciones: la hidrólisis del enlace glicosídico, en donde se separa el enlace que une las moléculas β -D-glucosa y la oxidación de los anillos glucopiranosos que permite separar las moléculas de glucosa del polímero de la glucosa [21]. La hemicelulosa está compuesta por polímeros de xilosa, arabinosa, galactosa, manosa, y glucosa por enlaces beta 1-4 y alfa 1-3. Para su degradación se requiere de un complejo conjunto de enzimas que hidrolizan a los xilanos y glucomanos [22]. En la Figura 2 se presentan las moléculas de la celulosa y la hemicelulosa.

La lignina es un hetero-polímero fenólico racémico complejo que se encuentra en las paredes celulares de las plantas y es generada por polimerización oxidativa de tres alcoholes [23]. Este polímero es sumamente resistente frente a la biodegradación, es insoluble en ácidos y solo puede ser soluble en soluciones alcalinas fuertes como la sosa cáustica, por lo que, la lignina protege a la celulosa y hemicelulosa de la hidrólisis enzimática. En la Figura 3 se puede observar su ubicación en las plantas. Para la degradación de la lignina se requiere de un proceso oxidativo donde participan microorganismos como el hongo *Phanerochaete Chrysosporium*. También hay otros organismos como el *Actinomyces* que puede delignificar parcialmente la lignina para acceder a la celulosa [22].

Para la fabricación de las fundas de papel se utilizan numerosas especies de árboles. Sin embargo, por lo general se aplican coníferas, abetos y pinos. Además se obtienen celulosas del algodón, aserrín, astillas de madera y pajas de cereales. Muchos fabricantes combinan fibras recicladas y fibras nuevas de las maderas para obtener la calidad necesaria para la fabricación de las fundas de papel [24].

Tipo de plástico hidro-biodegradable	Estructura	Uso	Formación
Polihidroxialcanoatos (PHA)		Termoplásticos, empaques, dispositivos médicos.	Fermentación de azúcares o lípidos por <i>Alcaligenes Eutrophus</i> .
Polihidroxibutirato (PHB)		Botellas, fundas y películas de embalaje.	Fermentación de glucosa o almidón por <i>Azotobacter Chroococcum</i> .
Polihidroxivalerato (PHBV)		Recubrimientos de papel.	Derivado de PHB.
Ácido poliláctico (PLA)		Recubrimientos de papel, envases y empaques. Fundas de compostaje.	Fermentación de almidón de maíz con bacterias lácticas.

Tabla 2: Estructura molecular y usos de los tipos de plásticos hidro-biodegradables más comunes [1, 18].

Tipo de plástico oxo-biodegradable	Estructura	Uso	Formación
Policaprolactona (PCL)		Productos de agricultura, fibras, contenedores de semilla.	Polimerización de ε-caprolactona (anillo abierto).
Polibutileno succinato (PBS)		Empaques de alimentos, fibras, telas, vasos desechables, platos.	Policondensación de ácido succínico y butanodiol.
Alcohol polivinílico (PVOH)		Empaques, embolsados, desechables.	Alcoholólisis de acetato de polivinilo.
Acetato polovinílico (PVAc)		Adhesivos, fundas, empaques.	Polimerización del acetato de vinilo.

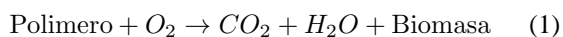
Tabla 3: Estructura molecular y usos de los tipos de plásticos oxo-biodegradables más comunes [1, 18].

Proceso de compostaje o biodegradación aeróbica

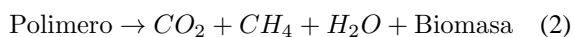
El compostaje es una descomposición aeróbica en donde participan restos orgánicos como vegetales, cáscaras de frutas, basuras, excrementos, etc. Este ambiente facilita el crecimiento de los microorganismos.

La biodegradación es definida como descomposición de materias orgánicas mediante microorganismos o sus enzimas en compuestos más pequeños como dióxido de carbono, metano, sólidos y agua. Compostaje es un tipo de biodegradación aeróbica que da como resultado la formación de gases como CO₂, CH₄ y N₂O, compost y agua debido a la metabolización de las bacterias sobre los materiales biodegradables [11].

La biodegradación aeróbica presenta la siguiente reacción [25]:



Mientras que una biodegradación anaeróbica presenta la reacción (2) [25]:



Las bacterias más importantes que participan en los procesos de biodegradación son: *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Actinomyces*, *Nocardia*, *Streptomyces*, *Klebsiella*, *Thermoactinomyces*, *Micromonospora*, *Mycobacterium*, *Rhodococcus*, *Comamonas*, *Azotobacter* y *Alcaligenes*. Las

bacillus producen endosporas de pared gruesa que son resistentes al calor, a la radiación y a los químicos, lo cual las hace muy aptas a las condiciones críticas durante el proceso de compostaje [25].

Los hongos que actúan en el proceso de biodegradación son: *Talaromyces*, *Thielavia*, *Cladosporium*, *Chaetomium*, *Sporotrichum*, *Phanerochaete*, *Ganoderma*, *Paezilomyces*, *Thermoascus*, *Trametes*, *Phlebia*, *Penicillium*, *Aerobasidium*, *Candida*, *Geotrichum* y *Thielavia* [25].

En el compostaje la temperatura juega un papel muy importante para el crecimiento de los microorganismos. Además, se debe considerar la relación entre carbono y nitrógeno, y el valor de pH [25]. Por lo general, el compostaje se lleva a cabo bajo las siguientes condiciones: temperaturas altas hasta 58 °C, pH entre 7-9, condiciones aeróbicas, humedad del 50 % y una fuente de nutrientes para el crecimiento de los microorganismos dada a través de una relación de C/N entre 10-40 [1, 13, 26].

En los vertederos y rellenos sanitarios se lleva a cabo un proceso de compostaje de los desechos orgánicos biodegradables. Mientras que los desechos no biodegradables se van acumulando y permanecen inalterados hasta por cientos de años. Es por esta razón que el compostaje es uno de los métodos más relevantes en el tratamiento de los desechos de los plásticos biodegradables. La mayoría de las definiciones y los estándares sobre los plásticos biodegradables se basan en la compostabilidad de los mismos. El éxito de los plásticos biodegradables está determinado por su disponibilidad de compostaje y facilidad de degradación [27].



Figura 4: Ensayos del experimento.

Existen algunos estándares para definir si un material es considerado compostable. De acuerdo al estándar europeo EN 13432, para obtener el certificado de compostabilidad, el material debe ser sometido a pruebas. En donde dentro de 180 días, a una temperatura de 58°C, el material debe haber biodegradado el 90%. Además de esta biodegradación, el material también debe haberse liberado durante el proceso de compostaje de su toxicidad y efectos negativos [11, 28]. De acuerdo al estándar americano ASTM D6400-04, la biodegradación debe ser de 60% después de 180 días y se permite que el material contenga una mayor concentración de metales pesados [11, 29].

Para poder analizar la degradación realizada en el proceso de compostaje, se determina la cantidad de oxígeno consumido y la cantidad de dióxido de carbono producido. Bajo condiciones aeróbicas, los microbios usan oxígeno para oxidar el carbón, formando dióxido de carbono como uno de los principales productos del metabolismo [1].

Métodos experimentales

Preparación de los ensayos de compostaje

Los ensayos de compostaje fueron realizados en el Laboratorio de Desarrollo de Energía Alternativas de la Universidad San Francisco de Quito. Debido a que el compostaje es realizado por un conjunto de diferentes microorganismos, se debe mantener un medio óptimo para el crecimiento de los mismos. Es importante realizar los ensayos en lugares frescos y aireados, sin recibir la radiación directa del sol, ya que los ensayos se pueden secar demasiado y en consecuencia, matar a los microorganismos.

Para los ensayos de compostaje se mezclaron 7 kg de tierra negra y 7 kg de compost conocido como humus en el mercado local, en baldes de 200 L de capacidad. Cada balde tenía aproximadamente 14 kg de la mezcla de tierra y compost. Esta mezcla se considera el blanco. La tierra y el humus fueron obtenidas en el Comercial Kywi S.A. de la marca Rancho Alegre.

Para el experimento se utilizaron 6 ensayos. Cada muestra contenía diversas fundas cortadas en pequeños tamaños de forma irregular con dimensiones entre 4x4 cm² y 8x2 cm², con el objetivo de facilitar el volteo y mezclado de las muestras dentro de cada ensayo y facilitar la degradación por las acciones microbianas. Se utiliza

un ensayo de control blanco que contenía solo la mezcla del humus y tierra, y varios ensayos para los tres tipos de fundas: plásticas, biodegradables y de papel. En la Tabla 4 se muestra la composición inicial de cada ensayo. En la Figura 4 se pueden observar los 6 ensayos.

Para mantener las condiciones óptimas para el crecimiento de los microorganismos, se tuvo que encontrar inicialmente el porcentaje de humedad adecuado para el proceso de compostaje. Se inició con un porcentaje de 60% de humedad, pero al ver que la mezcla estaba demasiado húmeda se redujo la humedad al 50%.

Control y caracterización de los ensayos

Para caracterizar los resultados de la degradación de los diferentes tipos de fundas, se realizaron análisis de sólidos totales y sólidos totales orgánicos.

Los sólidos totales dan información sobre el contenido de humedad en la muestra y sirven para conocer la cantidad de agua que se debe agregar para mantener las condiciones adecuadas para la biodegradación.

En cambio los sólidos totales orgánicos dan información del avance del proceso de degradación, ya que durante el compostaje se debe reducir el porcentaje de material orgánico en la muestra.

Análisis de sólidos totales

Los análisis fueron realizados por triplicado. Para el análisis de sólidos totales (TS) se siguió el siguiente procedimiento [30]:

Pesar los crisoles vacíos. Tomar 10 g de la muestra en una probeta para facilitar su medición del volumen. Colocar la muestra en el crisol. Secar las muestras a una temperatura de 105 °C dentro del crisol en una estufa por 24 horas. Retirar los crisoles y pesar las muestras secas. Para realizar los cálculos de los sólidos totales (TS) se aplica la siguiente ecuación [30].

$$TS = \frac{m_2 - m_0}{m_1 - m_0} \quad (3)$$

Donde, m_0 es el peso del crisol vacío en gramos, m_1 es el peso en gramos del crisol con la muestra, y m_2 es el peso en gramos del crisol con la muestra que sale de la estufa.

Análisis de sólidos totales orgánicos

No. de ensayo	Tipo de fundas	Cantidad de fundas		Cantidad de humus		Cantidad de tierra	
		[kg]	[%]	[kg]	[%]	[kg]	[%]
1	Blanco	0	0.00	7	50.00	7	50.00
2	Papel	0.5	3.45	7	48.28	7	48.28
3	Plástico PEBD 1	0.2	1.41	7	49.30	7	49.30
4	Plástico PEBD 2	0.2	1.41	7	49.30	7	49.30
5	Biodegradable 1	0.2	1.41	7	49.30	7	49.30
6	Biodegradable 2	0.2	1.41	7	49.30	7	49.30

Tabla 4: Composición de los ensayos en el experimento.

No. de ensayo	Tipo de bolsa	Peso del ensayo [kg]	TS [%]	Humedad [%]	oTS [%]	Muestra seca [kg]	Material orgánico [kg]
1	-	11.40	77.58	22.42	6.36	8.48	0.73
2	Papel	12.00	70.04	20.46	5.09	8.40	0.61
3	Plástico PEBD 1	12.00	70.12	23.24	7.98	8.41	0.96
4	Plástico PEBD 2	12.00	69.65	30.35	17.13	8.92	2.19
5	Biodegradable 1	10.50	79.32	20.68	6.77	8.33	0.71
6	Biodegradable 2	12.80	69.10	30.90	18.05	8.29	2.17

Tabla 5: Características iniciales del experimento de los diferentes ensayos.

Para el análisis de los sólidos totales orgánicos (oTS) se siguió el siguiente procedimiento [30]:

Calcinar los crisoles con la muestra seca en una mufla por 6 horas a una temperatura de 550 °C. Retirar los crisoles y pesar las muestras. Para realizar los cálculos de los sólidos orgánicos totales se aplica la siguiente ecuación [30].

$$TS = \frac{m_2 - m_3}{m_1 - m_0} \quad (4)$$

Donde, m_3 es el peso en gramos del crisol con la muestra que sale de la mufla.

Cálculos de los parámetros operacionales

Para determinar el porcentaje de humedad se aplicó la siguiente ecuación.

$$\% \text{Humedad} = \frac{m_2 - m_1}{m_1 - m_0} \times 100 \quad (5)$$

Para obtener la cantidad de agua evaporada y la cantidad de sólidos degradados semanalmente, se realizan balances de materia. Este cálculo se basa en el peso del ensayo en el primer día y el peso del ensayo después de 7 días. Para obtener la cantidad evaporada y degradada simplemente se multiplica por los respectivos porcentajes de sólidos totales y humedad, considerando la cantidad de agua añadida de acuerdo a las ecuaciones (5) y (6).

$$m_{H_2O, \text{evap}} = m_{H_2O, \text{d1}} + m_{H_2O, \text{added}} - m_{H_2O, \text{d7}} \quad (6)$$

Donde, $m_{H_2O, \text{evap}}$ es la cantidad de agua evaporada en una semana, $m_{H_2O, \text{d1}}$ y $m_{H_2O, \text{d7}}$ son la cantidad de agua en la muestra al inicio (día 1) y al final (día 7) del

intervalo, respectivamente. Y $m_{H_2O, \text{added}}$ es la cantidad de agua añadida al ensayo en esa semana.

$$m_{\text{degrad}} = m_{\text{seca, d1}} - m_{\text{seca, d7}} \quad (7)$$

Donde, m_{degrad} es la cantidad de materia degradada, $m_{\text{seca, d1}}$ y $m_{\text{seca, d7}}$ son los pesos de las muestras secas en los días 1 y 7 en ese intervalo, respectivamente.

Resultados y Discusión

Los resultados obtenidos de los ensayos de compostaje de las diferentes fundas: plásticas de PEBD, biodegradables y de papel, se presentan a continuación. Para el control de los ensayos se analizaron semanalmente el porcentaje de humedad de los experimentos, así como el contenido de cenizas y sólidos orgánicos totales. La cantidad de agua necesaria para mantener un medio óptimo para los microorganismos se añade semanalmente.

Al preparar los experimentos de compostaje con los diferentes tipos de fundas, las muestras de cada ensayo presentaban una humedad entre el 20 y 30 %. Con el objetivo de alcanzar condiciones óptimas de compostaje, se prosiguió a añadir agua a los ensayos hasta encontrar el porcentaje de humedad óptimo para los ensayos. Las condiciones iniciales se pueden observar en la Tabla 5.

Durante el inicio de los experimentos la temperatura osciló entre 17-22 °C. Pero cuando se estabilizó a la misma temperatura ambiental a la que se encuentra el laboratorio, entre 19-21 °C, se continuó haciendo mediciones de control esporádicas. Esto se puede observar en la Figura 5. La temperatura de los ensayos se encuentra por debajo del óptimo para compostaje, pero por encima de la temperatura mínima de degradación en el rango mesofílico. Esta baja temperatura indica una baja actividad bacteriana durante los ensayos, que se da bajo condiciones reales de compostaje.

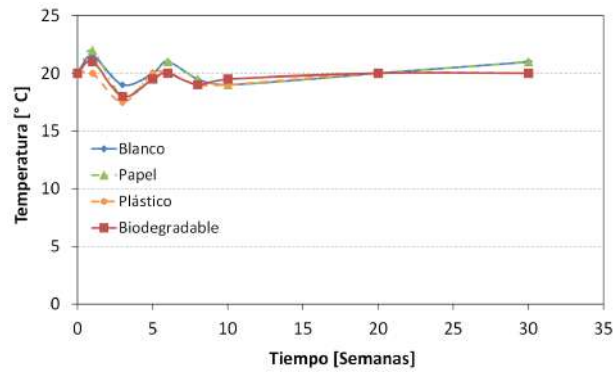


Figura 5: Temperatura de los ensayos.

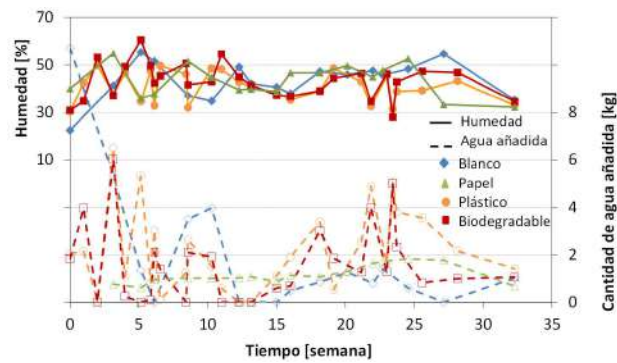


Figura 6: Porcentaje de humedad y cantidad de agua añadida por semana.

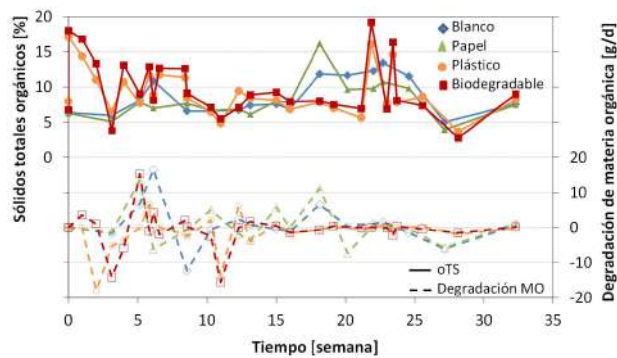


Figura 7: Porcentaje de sólidos totales orgánicos (oTS) y degradación de materia orgánica en base seca de cada ensayo.

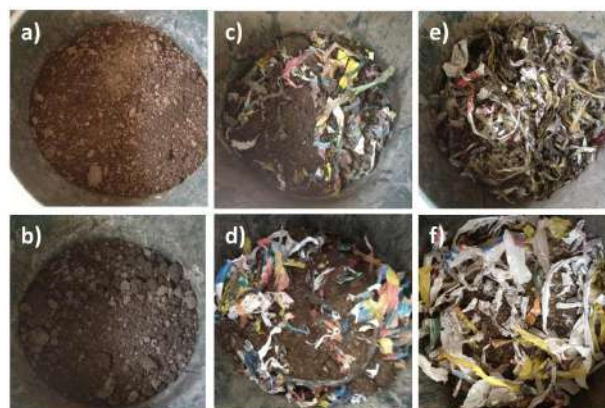


Figura 8: Imágenes de los ensayos transcurridas 52 semanas de investigación a) blanco, b) papel, c) plástico 1, d) plástico 2, e) biodegradable 1, f) biodegradable 2.

No. de ensayo	Tipo de bolsa	Peso del ensayo [kg]	TS [%]	Humedad [%]	oTS [%]	Muestra seca [kg]	Material orgánico [kg]
1	-	12.5	64.86	35.14	7.57	8.11	0.95
2	Papel	12.5	66.75	33.25	7.49	8.34	0.94
3	Plástico PEBD 1	12.0	67.08	32.92	8,17	8.05	0.98
4	Plástico PEBD 2	14	70.17	29.83	11.53	9.82	1.61
5	Biodegradable 1	11.5	65.48	34.52	9.01	7.53	1.04
6	Biodegradable 2	13.5	62.66	37.34	9.82	8.46	1.33

Tabla 6: Características finales de los diferentes ensayos.

En la Figura 6 se presenta el porcentaje de humedad de los diferentes ensayos y la cantidad de agua añadida semanalmente. Durante los ensayos se desea mantener el contenido de humedad en un rango específico para favorecer la degradación de las muestras. Por lo que se realiza semanalmente balances de agua de cada ensayo y, utilizando las ecuaciones 5 y 6, se calcula la cantidad de agua que se debe añadir en cada ensayo. Se puede observar que la humedad oscila entre 30 y 60 %. La humedad deseada se encuentra en 45 %, pero se puede observar que existieron oscilaciones durante toda la investigación. Esto se debe a que los ensayos, a pesar de estar protegidos del sol directo, están expuestos a las condiciones climáticas en Cumbayá. Por lo tanto, sufren semanalmente de evaporación de agua ocasionada por días calurosos o exceso de humedad en días de lluvia. Sin embargo, se puede observar que desde la semana 11 hasta la 22 en los ensayos de fundas plásticas y degradables, o 28 en los ensayos en blanco y de papel, se alcanzan buenas condiciones de humedad entre 36-46 %. Pero en las últimas semanas nuevamente se tiene oscilaciones muy marcadas. La cantidad de agua agregada semanalmente a los ensayos varía entre cero hasta 5.0 kg de agua añadida para compensar la evaporación.

Los resultados de los análisis de sólidos totales orgánicos (oTS) y de la degradación de materia orgánica en los ensayos se presentan en la Figura 7. Se puede observar que el porcentaje de oTS tiene sus valores más bajos en las semanas 8 a 16. Para volverse a incrementar hasta la semana 24. Esto sucede en todos los ensayos, indistintamente del material que se investiga. Más interesante resulta observar la tasa diaria degradación de materia

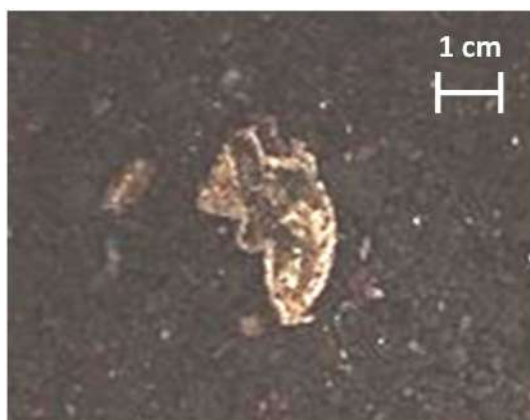


Figura 9: Pedazos de papel en el ensayo de papel a la semana 25.

orgánica calculada en base seca. Esto quiere decir que se elimina la variabilidad ocasionada por la humedad. En este caso se puede observar como para todos los ensayos la degradación baja prácticamente a cero a partir de la semana 12 para el plástico y las fundas biodegradables. El ensayo con la mayor variabilidad es con las fundas de papel, lo cual es entendible ya que el papel se degrada muy fácilmente en un medio propicio. Las variaciones que se observan, sobre todo en los ensayos con fundas plásticas y biodegradables se debe a aglomeraciones de los pedazos de fundas, lo cual hacía muy difícil la toma de muestras.

En la Figura 8 se presentan imágenes de los diferentes ensayos transcurridas 33 semanas de investigación. Al observar los ensayos se puede observar claramente que las fundas de papel se degradaron y no se las puede identificar en el ensayo (b), el cual no muestra diferencia visual con la muestra blanco. Al contrario los ensayos con los trozos de fundas de plástico (c y d), no presentan diferencia alguna con respecto al inicio de los ensayos. Asimismo en los ensayos con fundas de plásticos biodegradables (e y f), los retazos de fundas no muestran signos visuales de degradación. También se puede observar como los retazos se acumulan en la superficie del balde, a pesar de que semanalmente se agitaban los baldes para tener una repartición más homogénea de las muestras en el sustrato. La diferencia de densidad así como la diferente geometría entre la mezcla entre tierra / humus y las fundas plásticas hacía que los retazos de fundas se desplazaran hacia la superficie de los experimentos.

En la Tabla 6 se presentan las características finales de los seis ensayos. Se puede observar que al final del tiempo de investigación el porcentaje de humedad en todos los ensayos se encuentra aproximadamente en 30 %. Por otro lado, el contenido de material orgánico aumentó en casi todos los ensayos, lo cual se puede explicar por la generación de biomasa en el proceso de biodegradación. Pero los valores tienen un comportamiento errático que puede ser ocasionado por las heterogeneidades durante lo toma de muestras para los análisis que en un caso puede tener pequeñas piedras y en otras una mayor cantidad de restos de fundas.

Los resultados muestran que hay una gran fluctuación en las mediciones. Esto se debe a que el material que está siendo sometido a compostaje es muy heterogéneo. Los trozos de fundas plásticas y biodegradables tienden

a concentrarse en la superficie debido a su menor densidad comparada con el humus y la tierra.

Mediante inspección visual, las fundas biodegradables y plásticas de PEBD no se degradaron durante estas 33 semanas de investigación. Mientras que las fundas de papel se degradaron. A la semana 25 aún se podían encontrar trozos de papel como se muestra en la Figura 9. Sin embargo, a la semana 33 desaparecieron completamente todos los pedazos de las fundas de papel.

Conclusiones

La degradación de los plásticos normales y plásticos biodegradables es un proceso complejo que depende de la naturaleza de las fundas y de las condiciones a las que se encuentran expuestas. Este estudio inició con la investigación literaria sobre las propiedades y características de las diferentes fundas: plásticas, biodegradables y de papel, así como del proceso de compostaje.

En base a la revisión literaria previa y a los ensayos elementales de degradabilidad realizados se puede concluir que las fundas comercializadas en Ecuador como oxo-biodegradables, deberían denominarse como oxo-degradables; ya que por acción del aditivo oxo-degradante el proceso de desintegración se da por efectos de luz ultravioleta o térmicos.

Los ensayos se desarrollan al someter a las fundas al proceso de compostaje bajo condiciones reales. Los resultados muestran que las fundas de papel se degradan fácilmente al estar en contacto con agua, debido a sus propiedades hidrófilas y porosas, lo cual facilita su rápida descomposición. No se pudieron visualizar residuos de papel al concluir los ensayos.

Durante las 32 semanas de estudio no se observó ningún indicio de desintegración en las fundas de plástico ni en las oxo-biodegradables. Este resultado se esperaba en las fundas plásticas, pero se esperaba mayor degradación en las oxo-biodegradables. Esto nos llevó a analizar las condiciones a las cuales se realizaron los ensayos, que fueron temperaturas bajas y protección de la luz solar directa. Estas condiciones no son favorables para la oxo- o hidro- degradabilidad que requieren calor o luz ultravioleta, con lo cual se puede explicar que no se pudieron observar cambios en las fundas durante estos ensayos.

Los resultados de esta primera investigación de la degradación de las fundas biodegradables indican que no hay diferencia en la compostabilidad entre las fundas plásticas convencionales y degradables al ser sometidas en un medio de compost a menos que se garanticen las condiciones óptimas para su degradación.

En la segunda etapa se desean controlar más rigurosamente los parámetros y condiciones de compostaje, asegurando una temperatura controlada de 58°C y luz ultravioleta, para optimizar la desintegración de las fundas

degradables y poder determinar su velocidad de desintegración. También se quiere comprobar si adicional a la degradación química ocurre una degradación enzimática. Para lo cual se van a incluir ensayos con una fuente adicional de nutrientes sintéticos o residuos orgánicos a la tierra y el humus. Estos ensayos se pueden realizar siguiendo las metodologías descritas en las Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 2640:2012 [31], NTE INEN 2641:2012 [32]. La determinación de la biodegradación aeróbica de los materiales plásticos después del compostaje se deberá realizar mediante la norma NTE INEN 2644:2013 [33], según la cual se debe medir la cantidad de CO₂ desprendido en el proceso.

Agradecimientos

Los autores agradecen a la Universidad San Francisco de Quito por el apoyo brindado a las investigaciones realizadas en el Laboratorio de Desarrollo de Energías Alternativas (LaDEA-USFQ).

Referencias Bibliográficas

- [1] Ali, A.; Hasan, F.; Hameed, A.; Ahmed, S. 2008. "Biological degradation of plastics: A comprehensive review." *Biotechnology Advances*, 26: 246-265.
- [2] Ishigaki, T.; Sugano, W.; Nakanishi, A.; Tateda, M.; Ike, M.; Fujita, M. 2004. "The degradability of biodegradable plastics in aerobic and anaerobic waste landfill model reactors." *Chemosphere*, 54: 225-233.
- [3] Andrady, A.; Neal, M. 2009. "Applications and societal benefits of plastics." *Philosophical transactions of the royal society biological science*, 364: 1977-1984.
- [4] Mohee, R.; Unmar, G. 2007. "Determining biodegradability of plastic materials under controlled and natural composting environments." *Waste Management*, 27: 1486-1493.
- [5] Mohee, R.; Unmar, G. D.; Mudhoo, A.; Khadoo, P. 2008. "Biodegradability of biodegradable/degradable plastic materials under aerobic and anaerobic conditions." *Waste Management*, 28: 1624-1629.
- [6] Plastic Europe, 2014. "Plastics - The Facts 2014, an Online Reference" Enlace: <http://www.plasticseurope.org/Document/plastics-the-facts-2014.aspx>. Fecha de Consulta: 13 Febrero 2014.
- [7] Lopez, J.; Aguilar, M.; Arraiza, P.; Leon, B. 2009. "Biodegradation of paper waste under controlled composting conditions." *Waste Management*, 29: 1514-1519.
- [8] Mezzanotte, V.; Bertani, R.; Degli, F.; Tosin, M. 2005. "Influence of inocula on the results of biodegradation tests." *Polymer Degradation and Stability*, 87: 51-56.
- [9] ASTM D5988, 2003. "Standard test methods for determining aerobic biodegradation in soil of plastic materials or residual plastic materials after composting."

- [10] Norma Técnica Ecuatoriana; NTE INEN 2643:2013 "Especificación para plásticos compostables". *Primera Edición*.
- [11] Hermann, B.; Debeer, L.; Wilde, B.; Blok, K.; Patel, M. 2011. "To compost or no to compost: Carbon and energy footprints of biodegradable materials' waste treatment." *Polymer Degradation and Stability*, 96: 1159-1171.
- [12] Vaverková, M.; Toman, F.; Adamcová, D.; Kotoviková, J. 2012. "Study of the Biodegradability of Degradable/Biodegradable Plastic Material in a Controlled Composting Environment." *Ecological Chemistry Engineering*, 19(3): 347-358.
- [13] Leejarkpai, T.; Suwanmanee, U.; Rudeekit, Y.; Mungcharoen, T. 2011. "Biodegradable kinetics of plastics under controlled composting conditions." *Waste Management*, 31: 1153-1161.
- [14] Larsen, J.; Venkova, S. 2014. "The downfall of the plastic bag: A global picture." *Earth Policy Institute*. Enlace: http://www.earth-policy.org/plan_b_updates/2014/update123. Fecha de Consulta: 25 de junio del 2014.
- [15] AlMaadeed, M.; Ouedemi, M.; Noorunnisa, P. 2013. "Effect of chain structure on the properties of Glass Fibre/polyethylene composites." *Material and Design*, 47: 725-730.
- [16] Sihama, S.; Abdulkhaliq, H.; Alyaa, A. 2013. "Comparison of the characteristics of LDPE: PP and HDPE:PP Polymer Blends." *Modern Applied Science*, 7(3).
- [17] Sivan, A. 2011. "New perspectives in plastic biodegradation." *Current opinion in Biotechnology*, 22: 422-426.
- [18] Koitabashi, M.; Noguchi, M.; Sameshima, Y.; Hiradate, S.; Suzuki, K.; Yoshida, S.; Watanabe, T.; Shinozaki, Y.; Tsushima, S.; y Kitamoto, H. 2012. "Degradation of biodegradable plastic mulch films in soil environment by phylloplane fungi isolated from gramineous plants" *AMB Express*, 2: 40-50.
- [19] Ortuño, A. 1995. "Introducción a la Química Industrial". 2da. Ed. España: Reverté.
- [20] Arminen, H.; Hujala, M.; Puumalainen, K.; Tuppara, A.; Toppinen, A. 2013. "An update on inter-country differences in recovery and utilization of recycled paper." *Resource, Conservation and Recycling*, 78: 124-135.
- [21] Kacik, F.; Kacikova, D.; Jablonsky, M.; Katuscak, S. 2009. "Cellulose degradation in newsprint paper ageing." *Polymer Degradation and Stability*, 94: 1509-1514.
- [22] Béguin, P.; Aubert, J. 1994. "The biological degradation of cellulose." *FEMS Microbiology Reviews*, 13: 25-58.
- [23] Rastogi, S.; Dwivedi, U. 2014. "Lignin genetic engineering for improvement of wood quality: Applications in paper and textile industries, fodder and bioenergy production". *South African of Botany*, 91: 107-125.
- [24] SCA. 2010. "Fabricación de papel". *Soporte técnico de los papeles para SCA Publication Papers*.
- [25] Leja, K.; Lewandowicz, G. 2010. "Polymer Biodegradation and Biodegradable Polymers." *Polish Journal of Environ. Stud.*, 19(2): 255-266.
- [26] Pagga, U.; Beimborn, D.; Boelens, J.; Wilde, B. 1995. "Determination of the aerobic biodegradability of polymeric material in a laboratory controlled composting test." *Chemosphere*, 31: 4475-4487.
- [27] Ren, X. 2003. "Biodegradable plastics: a solution or a challenge?" *Journal of Cleaner Production*, 11: 27-40.
- [28] European Committee for Standardization, EN 13432. 2000. "Packaging-Requirements for packaging recoverable through composting and biodegradation-Test scheme and evaluation criteria for the final acceptance of packaging, European Standard." *European Committee for Standardization*. Brussels, Belgium.
- [29] ASTM, D6400-04. "2004 Standard Specification for Compostable Plastics". *ASTM: West Conshohocken, PA*.
- [30] Clesceri, L.; Greenberg, A.; Eaton, A. 1998. "Standard methods for the examination of water and wastewater." 20va. Ed. Baltimore: Maryland Composition Company.
- [31] Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 2640:2012 "Método de ensayo para determinar la biodegradación aeróbica de materiales plásticos bajo condiciones controladas de compostaje". *Primera Edición*.
- [32] Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 2644:2013 "Guía para la exposición y ensayo de plásticos que se degradan e el ambiente por una combinación de oxidación y biodegradación". *Primera Edición*.
- [33] Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 2642:2012 "Método de ensayo para determinar la degradación aeróbica en el suelo de los materiales plásticos o de materiales plásticos residuales después de compostaje". *Primera Edición*.

Diseño de un banco de pruebas para paneles solares fotovoltaicos, mediante un convertidor reductor - elevador

L. G. González^{1,2*}, Esteban Farfán¹ y Henry Zamora¹

¹Universidad de Cuenca, Ingeniería Electrónica y Telecomunicaciones, Av. 12 de Abril y Agustín
Cueva Ciudadela, Cuenca, Ecuador.

²Proyecto Prometeo, Departamento de Electrónica y comunicaciones, Universidad de los Andes. Mérida - Venezuela.

*Autor principal/Corresponding author, correo electrónico: lgerardo@ula.ve

Editado por/Edited by: Cesar Zambrano, Ph.D.

Recibido/Received: 2015/03/16. Aceptado/Accepted: 2015/04/19.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Design of a testing bench for photovoltaic solar panels using a buck-boost converter

Abstract

This research paper presents the system design for automatically obtaining the characteristics curves of a solar panel using a DC-DC Buck-Boost Converter. This converter allows to simply modify the operation point of the solar panel, delivering power to a load resistance with the aim to expose the solar panel to a wide range of operation to determine its characteristic curve, Power vs. Voltage. The solar panel is connected to the DC-DC converter using a capacitive in order to reduce the ripple current, to thereby obtain a better performance from the solar panel. The operation point is fixed with an open loop controller using a PWM modulator, the power is measured by the voltage and the solar panel output current, operation is verified by computer simulation using the *Psim*[®] software.

Keywords. PV array, I-V curve, buck - boost converter.

Resumen

En este artículo de investigación se presenta el diseño de un sistema para la obtención de forma automática de curvas características de un panel solar con la utilización de un convertidor DC-DC Reductor-Elevador. Este convertidor permite modificar de forma simple el punto del panel solar, entregando la energía a una carga resistiva, a fin de exponer al panel solar a un amplio rango de operación que permite determinar su curva característica, Potencia vs. Voltaje. El panel solar se conecta al convertidor DC-DC mediante un condensador a fin de disminuir el rizado de corriente, de manera que se pueda sensar con mayor precisión la energía entregada por el panel solar. El punto de operación es fijado con un controlador a lazo abierto mediante un modulador PWM; la potencia es medida mediante el voltaje y corriente en la salida del panel solar. Funcionamiento que es comprobado mediante simulación computacional utilizando el software *Psim*[®].

Palabras Clave. panel solar, curva I-V, convertidor reductor - elevador.

Introducción

El uso indiscriminado de combustibles fósiles y otros procesos industriales utilizados en la producción de energía eléctrica han llevado al incremento acelerado de emisiones de CO₂ las cuales han producido un aumento en la temperatura de la tierra desembocando en el mal conocido como Calentamiento Global. El uso de energías renovables, tales como: energía solar fotovoltaica, eólica, geotérmica, entre otras, permite establecer fuentes de energía eléctrica con efectos insignificantes al medio ambiente en comparación a las fuentes tradicionales.

Esta investigación se centra en el diseño de un siste-

ma que determine de forma automática la caracterización de paneles solares fotovoltaicos similar al tratado en [1], caracterización expresada en curvas asociadas a la potencia de salida y el voltaje en bornes, que permiten conocer el comportamiento en distintos puntos de operación y así poder detectar fallas ó comportamientos anormales del panel.

Los equipos de prueba y medición de los parámetros de interés en los paneles solares son de mucha importancia, dado que dentro de los sistemas de aprovechamiento de energía solar fotovoltaica los paneles solares son los componentes más importantes del sistema, por esto es necesario comprobar si su funcionamiento es adecua-

do. Esta aplicación en específico es de gran utilidad en las líneas de control de calidad en los procesos de fabricación y ensamblaje de los paneles solares, donde de manera rápida y automática estos son expuestos a un amplio rango de operación, conociendo los parámetros importantes del panel, como tensión a circuito abierto, corriente de corto circuito, además de corriente y tensión en el punto de máxima potencia.

Una de las formas tradicionales de medición y prueba de los paneles solares consiste en conectar una resistencia variable al panel solar sensando la corriente y tensión [2], procedimiento lento y no automático, debido a la necesidad de variar manualmente la resistencia. En esta investigación se determinan las ventajas al utilizar convertidores DC-DC donde se comportan como resistencias variables, permitiendo un procedimiento de bajo costo, flexible y modular. Por ello se propone el uso del convertidor DC-DC reductor -elevador acoplado a un condensador para reducir el rizado de corriente a la salida del panel solar. Con esta topología el principal inconveniente consiste en el efecto del condensador sobre las respuestas transitorias ante los cambios en el punto de operación. Para reducir este efecto sobre la medición de la tensión y corriente de salida, es necesario realizar la medición una vez terminado el régimen transitorio a partir del nuevo cambio del punto de operación. La determinación del tiempo en régimen transitorio es tratado en la sección de resultados teóricos del sistema conversión de energía.

A diferencia de las investigaciones realizadas por [3], donde se implementa un convertidor sepic y cuk, con la finalidad de reducir el rizado de corriente en la salida del panel solar, se presenta la desventaja de utilizar más de un interruptor y elementos inductivos que aumentan las pérdidas por conducción, lo que conlleva a una aplicación compleja y costosa. Con el uso del convertidor buck-boost y el condensador de entrada se reduce el rizado de corriente en el panel solar, además del orden de los filtros asociados a estas medidas, lo que facilita el sensado de la corriente y tensión, asimismo utiliza un único interruptor e inductor, lo que representa una simplificación considerable del sistema a diseñar.

Materiales y Métodos

Modelo Panel Solar

El panel solar fotovoltaico está constituido por varias celdas fotovoltaicas conectadas entre sí, que son las responsables de transformar los fotones emitidos por el sol en electricidad, la conexión de las celdas solares pueden ser en serie y/o paralelo para alcanzar la potencia nominal del panel, dado que cada una por separado presenta una tensión cercana a los 0.7V y potencias hasta 5W.

La Figura 1, muestra el circuito equivalente de una celda solar, que está representado mediante la ecuación (1), donde se toma en cuenta los efectos más importantes en

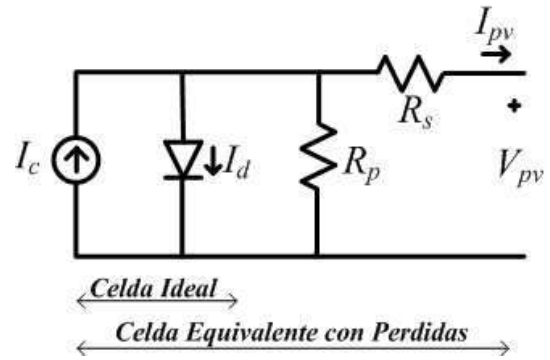


Figura 1: Circuito Equivalente, celda solar fotovoltaica.

la celda solar, aunque en otras investigaciones se desarrollan modelos más completos que toman en cuenta otros efectos como el de recombinación de los portadores entre otros [4]. El circuito de la Figura 1, contiene el circuito equivalente de una celda ideal formada por una fuente de corriente I_c que es generada por la incidencia solar, y es directamente proporcional a la irradiación solar.

La corriente I_d es la corriente asociada al diodo equivalente, compuesta por la corriente de saturación I_o dependiente de los parámetros como el voltaje térmico V_t , y el coeficiente de idealidad α . El efecto de las pérdidas asociadas a la celda están representadas mediante la resistencia serie y paralelo, donde R_s es la suma de todos los dispositivos asociados en serie, que influye fuertemente sobre el desempeño de la celda cuando se opera en la región de fuente de voltaje. La resistencia en paralelo R_p está asociada a la corriente de fuga del diodo que influye cuando se opera en la región de fuente de corriente.

$$I_{pv} = I_c - I_o \left[e^{\left(\frac{v_{pv} + R_s I_{pv}}{v_t \alpha} \right)} - 1 \right] - \frac{v_{pv} + R_s I_{pv}}{R_p} \quad (1)$$

El comportamiento entre tensión y corriente del panel utilizado en esta investigación para una irradiación solar de 1000W/m^2 y 25°C de temperatura es mostrado en la Figura 2, en esta figura se observa que para voltajes de operación bajos la corriente de salida se limita a la corriente de cortocircuito (I_{cc}), esta zona es llamada región de fuente de corriente, en esta región la magnitud depende básicamente de la radiación solar presente en la celda. Otra zona de operación importante es la llamada región de fuente de voltaje, que ocurre en voltajes cercanos al voltaje de circuito abierto (V_{ca}).

Otro aspecto importante a conocer en el panel solar, es el punto de máxima potencia (P_{mp}) ubicado cercano a la frontera de las regiones de operación, y definido por las coordenadas (V_{mp} , I_{mp}). En la Tabla 1, se muestra los datos de placa del panel solar (Siemens® SM55) utilizado en esta investigación.

I_{cc} (A)	V_{ca} (V)	V_{mp} (V)	I_{mp} (A)	P_{mp} (W)
3.45	21.7	17.4	3.15	55

Tabla 1: Parámetros nominales de panel solar Siemens® SM55.

Convertidor Buck-Boost

El convertidor buck-boost es uno de los convertidores DC-DC no aislados ampliamente utilizados hoy en día. El circuito básico del convertidor buck-boost inversor es mostrado en la Figura 3. El nombre de esta topología se debe a que permite obtener un voltaje de salida con una polaridad opuesta y con voltajes mayores o menores que la entrada [5].

Existen dos modos de operación básica en este convertidor, el modo de conducción continua CCM, y el modo de conducción discontinua DCM, que depende de la corriente en el inductor (I_L), en el caso de esta investigación, el convertidor opera en el modo CCM principalmente. En este modo la corriente en el inductor siempre es mayor o igual que cero, y se presenta una relación entre el voltaje de entrada y salida bajo el modelo de estados promediados mostrado en la ecuación (2).

$$V_o = V_{in} \frac{d}{(1-d)} \tag{2}$$

Donde d corresponde al ciclo de servicio acotado en el intervalo ($0 < d < 1$), el convertidor buck-boost no tiene una región de operación definida, con el cambio del ciclo de servicio el punto de operación permite encontrar la corriente de corto circuito y el voltaje de circuito abierto en el caso del panel solar, en otros términos, con esta topología se puede obtener una resistencia equivalente R_i en la entrada desde cero hasta infinito [6].

Si se consideran despreciables las pérdidas asociadas al convertidor, se puede establecer la relación de impedancias de entrada y salida mediante la ecuación (3).

$$R_i = R_c \frac{(1-d)^2}{d^2} \tag{3}$$

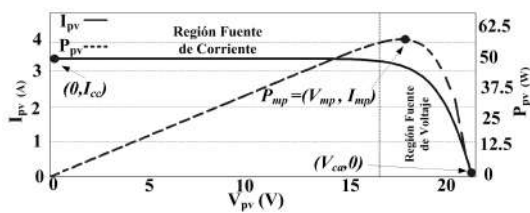


Figura 2: Curva características I_{pv} vs. V_{pv} y P_{pv} vs. V_{pv} del panel solar.

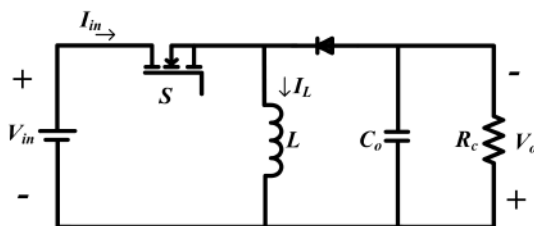


Figura 3: Circuito esquemático, convertidor reductor-elevador.

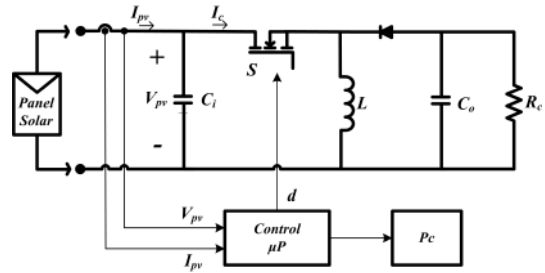


Figura 4: Circuito esquemático, banco de pruebas propuesto.

Donde R_i es definida como el cociente entre el voltaje (V_{in}) y corriente de entrada (I_{in}), relación importante en esta aplicación, dado que el convertidor DC-DC es considerado como una resistencia variable en función de ciclo de servicio d .

En esta aplicación la resistencia de carga se ha determinado fijando el punto de operación de máxima potencia para ciclos de servicios cercanos a $d_{mp}=0.5$.

El modo de conducción límite entre DCM y CCM en el convertidor depende básicamente del ciclo de servicio (d), inductancia (L) y frecuencia de conmutación (f_{sw}), tal y como se muestra en la ecuación (4).

$$L_{mín} \geq \frac{R_c (1-d)^2}{2f_{sw}} \tag{4}$$

En el caso de esta aplicación, el convertidor DC-DC presenta el caso crítico cuando $d \approx 0$, donde la inductancia mínima necesaria para operar en el modo de conducción continua se determina mediante la ecuación (5).

$$L_{mín} \geq \frac{R_c}{2f_{sw}} \tag{5}$$

Una vez conocida la dimensión del inductor, es importante determinar la corriente promedio máxima a la cual estará expuesta, esto con la finalidad de dimensionar el tipo de conductor para su fabricación. La ecuación (6), representa la corriente promedio máxima en L , en función del punto de operación crítico, que ocurre a máxima potencia P_{mp} .

$$\langle I_L \rangle_{máx} = \frac{1}{1-d_{mp}} \sqrt{\frac{P_{mp}}{R_c}} \tag{6}$$

Donde d_{mp} es el ciclo de servicio cuando se opera a máxima potencia. Otro aspecto importante en el diseño del convertidor DC-DC, corresponde al dimensionamiento del condensador de salida C_o , que a pesar de no necesitar una regulación de voltaje en la carga, el condensador contribuye a mantener la validez del modelo de estados promediados en el cual se sustenta el análisis de funcionamiento del convertidor. De igual forma que para el inductor, se puede determinar el valor del condensador

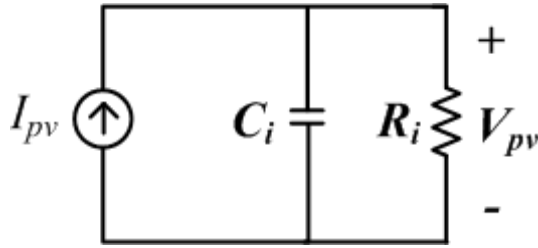


Figura 5: Circuito equivalente en la región fuente de corriente.

mediante la ecuación (7), a partir del rizado de voltaje deseado (ΔV_o) en la salida, en esta aplicación se ha elegido un rizado máximo del 2 % de V_{mp} .

$$C_o = \frac{V_o d}{R_c \Delta V_o f_{sw}} \quad (7)$$

Sistema de Conversión de Energía y Banco de Prueba

El esquema propuesto en esta investigación es el mostrado en la Figura 4, donde el panel solar bajo prueba está conectado a un condensador de entrada, cuya finalidad es reducir el rizado de corriente en la salida del panel solar, para su posterior acople al convertidor reductor - elevador.

El convertidor reductor - elevador tiene la ventaja de emular una resistencia. Como consecuencia, la curva I-V puede ser obtenida rápidamente para una medición segura en tiempo real. Considerando la discusión previa, se puede deducir que la topología es capaz de realizar un barrido completo de la curva I-V del panel solar fotovoltaico desde V_{ca} a I_{cc} , así como varias topologías tal como buck-boost, zeta, cuk y sepic provienen de la misma relación de conversión y la resistencia de entrada. Sin embargo, en las topologías buck-boost y zeta, la corriente de entrada es siempre discontinua porque el interruptor está colocado en serie con el panel causando grandes componentes armónicos en la corriente, por lo tanto, produciendo alto rizado y problemas de ruido. Por tal motivo se ha incorporado un condensador de entrada (C_i).

Los convertidores cuk y sepic derivado de (buck-boost) exhiben una entrada de corriente no pulsada, por lo tanto, el barrido de la curva I-V es más fiable, y con poco ruido, por lo que dichas topologías podrían ser las indicadas en estas aplicaciones. Pero a diferencia de los convencionales buck-boost estos requieren un mayor número de componentes [7].

El sistema propuesto en la Figura 4, presenta un circuito de regulación a lazo abierto, que permite variar la impedancia de entrada de forma automática mediante un sistema de control encargado de manejar la modulación por ancho de pulsos (PWM), y sensando continuamente de la corriente y voltaje en la salida del panel solar. Estas variables podrían ser enviadas y procesadas por una PC, donde se almacena y se muestra de manera gráfica el comportamiento del panel solar fotovoltaico bajo

R_c	L	C_o	C_i	F_{sw}	T_s
5.5Ω	27μH	100μF	100μF	100kHz	2.76ms

Tabla 2: Parámetros sistema conversión de energía.

prueba. Para el dimensionamiento del condensador de entrada, se utiliza la ecuación (8), considerando poder soportar un rizado de voltaje (ΔV_{pv}) definido, cuando $S=off$ y se carga el condensador en el punto de máxima potencia. Al igual que en el caso de C_o , el rizado deseado de voltaje se ha fijado en 2 % de V_{mp} .

$$C_i \geq \frac{I_{mp}(1 - d_{mp})}{\Delta V_{pv} f_{sw}} \quad (8)$$

Desde el punto dinámico, el comportamiento de la respuesta del sistema ante cambios del punto de operación mediante la variación del ciclo de servicio d es un aspecto importante para el cálculo de la potencia de salida en el panel fotovoltaico, dado que ante cambios del punto de operación el efecto del condensador de entrada afecta la medición de la potencia real de salida en el panel [8, 9].

Para reducir el efecto dinámico agregado por el condensador de entrada, es importante conocer el tiempo en cual ocurre el régimen transitorio, el caso crítico ocurre cuando el panel solar fotovoltaico se encuentra en la región fuente de corriente y cercana al punto de máxima potencia donde el circuito equivalente es el mostrado en la Figura 5, en esta región el circuito equivalente presenta una constante de tiempo dado por la ecuación (9).

$$\tau = R_i C_i \quad (9)$$

De la ecuación (9), la constante de tiempo máximo en el régimen de fuente de corriente ocurre cuando la resistencia equivalente es cercana al punto de máxima potencia. El tiempo de establecimiento máximo del sistema de primer orden establecido en la figura 5, puede mostrarse en la ecuación (10).

$$T_s = 5 \frac{V_{mp}}{I_{mp}} C_i \quad (10)$$

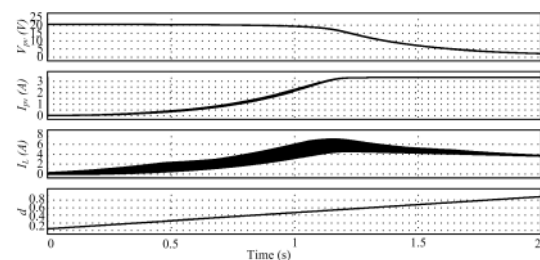


Figura 6: Desempeño de variables de interés en el sistema de conversión de energía.

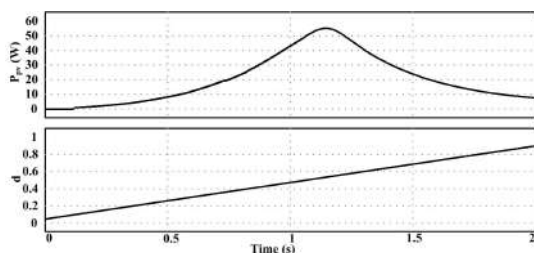


Figura 7: Comportamiento de la potencia de salida P_{pv} y ciclo de servicio d .

Resultado Teórico del Sistema Conversión de Energía

Para corroborar los resultados teóricos del diseño, se ha realizado una simulación del panel solar y del sistema de conversión de energía mediante el software computacional *Psim*[®] con los parámetros mostrados en la Tabla 2, además se expone al sistema a un ciclo de servicio que varía en el rango $0.1 < d < 0.9$.

En la Figura 6, se presenta el comportamiento del voltaje y corriente del panel solar en función al ciclo de servicio, además se observa el funcionamiento bajo la región de fuente de voltaje cuando el V_{pv} permanece cercano a V_{ca} . En el caso de ciclo de servicios superiores a d_{mp} , el comportamiento se opera en la región de fuente de corriente donde la misma permanece cercana a I_{cc} . En el caso de la corriente en la inductancia se puede comprobar el funcionamiento en el modo de conducción continua para potencias superiores a 5.5W.

En la Figura 7, se observa el comportamiento de la potencia de salida en función del voltaje de panel, se obtiene el punto de máxima potencia en $P_{mp}=55W$, para un ciclo de servicio de $d_{mp}=0$.

Comúnmente la forma de presentar las curvas características de un panel solar en la industria, es la mostrada en la Figura 8. Donde la potencia de salida depende del voltaje V_{pv} . Además de la potencia, generalmente es mostrado el comportamiento de la corriente de salida I_{pv} . Con esta figura se identifica la potencia máxima de salida y el voltaje a la cual es posible, de manera similar es posible identificar la región de fuente de voltaje y corriente en el panel solar. De la figura 8 la potencia máxima ocurre cuando $V_{mp} = 17,4V$.

Conclusiones

Con este trabajo, se muestra el diseño de un convertidor DC-DC aplicado a un sistema de conversión de energía solar fotovoltaica, en el cual se tiene por objetivo determinar comportamiento V-I del panel solar. El sistema diseñado utiliza un convertidor reductor - elevador acoplado a un condensador de entrada con la finalidad de disminuir el rizado de voltaje y corriente, el punto de operación está dado por el ciclo de servicio, y varía de modo que permita obtener el comportamiento del panel solar desde circuito abierto hasta obtener la corriente de cortocircuito. El desarrollo teórico es comprobado mediante simulación computacional utilizando *Psim*[®].

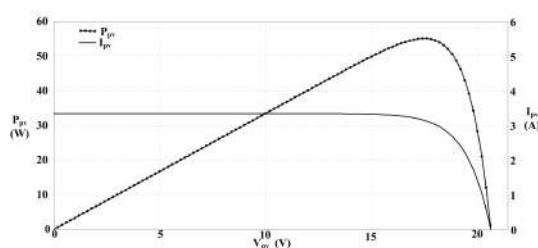


Figura 8: Comportamiento de Potencia y corriente en Panel Solar vs. Voltaje de panel.

Agradecimientos

Agradecemos de manera especial al Proyecto Prometeo de la Secretaría de Educación Superior, Ciencia, Tecnología e Innovación de la República del Ecuador por su patrocinio a este trabajo.

Referencias Bibliográficas

- [1] Durán E.; Andújar, J.; Enrique, J.; Pérez-Oria, J. 2012. "Determination of PV Generator I-V/P-V Characteristic Curves Using a DC-DC Converter Controlled by a Virtual Instrument". *International Journal of Photoenergy*, 2012:13. <http://dx.doi.org/10.1155/2012/843185>.
- [2] Duran, E.; Piliouline, M.; Sidrach-de-Cardona, M.; Galán, J.; Andujar, J. 2008a. "Different methods to obtain the I-V curve of PV modules: A review". *Photovoltaic Specialists Conference, PVSC '08. 33rd IEEE: 1-6*. DOI: 10.1109/PVSC.2008.4922578.
- [3] Duran, E.; Sidrach-de-Cardona, M.; Galán, J.; Andujar, J. 2008b. "Comparative analysis of buck-boost converters used to obtain I-V characteristic curves of photovoltaic modules". *Power Electronics Specialists Conference, 2008. PESC 2008. IEEE: 2036- 2042*. DOI: 10.1109/PESC.2008.4592243.
- [4] Shekoofa, O.; Taherbaneh, M. 2007. "Modelling of Silicon Solar Panel by MATLAB/Simulink and Evaluating the Importance of Its Parameters in a Space Application". *Recent Advances in Space Technologies, RAST '07. 3rd International Conference on: 719-724*. doi: 10.1109/RAST.2007.4284087.
- [5] Rashid, M. 2004. "Electrónica de Potencia, circuitos dispositivos y aplicaciones", *Pearson Educación, México, 2004*.
- [6] Taghvaei, M.; Radzi, M.; Moosavain, S.; Hashim, H.; Hamiruce, M. 2013. "A current and future study on non-isolated DC-DC converters for photovoltaic applications". *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 17: 216-227. <http://dx.doi.org/10.1016/j.rser.2012.09.023>.
- [7] Enrique, J.; Durán, E.; Sidrach-de-Cardona, M.; Andújar, J. 2007. "Theoretical assessment of the maximum power point tracking efficiency of photovoltaic facilities with different converter topologies" *Solar Energy*, 81(1): 31-38. <http://dx.doi.org/10.1016/j.solener.2006.06.006>.

- [8] Durán, E.; Ferrera, M.; Andújar, J.; Mesa, M. 2010. "I-V and P-V curves measuring system for PV modules based on DC-DC converters and portable graphical environment". *Industrial Electronics (ISIE), 2010 IEEE International Symposium on*: 3323- 3328. DOI: 10.1109/ISIE.2010.5637972.
- [9] Durán, E.; Galán, J.; Sidrach-de-Cardona, M.; Andújar, J. 2007. "A new Application of the Buck-Boost-Derived Converters to obtain the I-V curve of PV Modules". *Proc. of the 38th IEEE Power Electronics Specialists Conference, PESC 2007*: 413-417. DOI: 10.1109/PESC.2007.4342022.

Evaluación preliminar del rendimiento energético y de la reducción de emisiones atmosféricas por la generación eléctrica del Sistema de Paneles Solares del Campus de la Universidad San Francisco de Quito en San Cristóbal - Galápagos - Ecuador

René Parra^{1*}

¹ Universidad San Francisco de Quito - Colegio de Ciencias e Ingeniería, Diego de Robles y Vía Interoceánica, Quito - Ecuador
Auto* principal/Corresponding author, correo electrónico: rparra@usfq.edu.ec

Editado por/Edited by: Cesar Zambrano, Ph.D.

Recibido/Received: 2015/03/11. Aceptado/Accepted: 2015/04/08.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Abstract

Renewable energy is an alternative to reduce the impacts from fossil fuel use. The control of atmospheric emissions is relevant in fragile ecosystems as the Galapagos Islands. At present almost all the electricity consumed in Galapagos is generated in power facilities equipped with internal combustion engines. This type of power facilities results in significant emissions of nitrogen oxides (NO_x), pollutants for which it has been established an annual average concentration of $30 \mu\text{g m}^{-3}$ to protect sensible vegetation and ecosystems. In late July 2014, on the Campus of the Universidad San Francisco de Quito in Galapagos (USFQ Galapagos), a solar panels system began to operate. The preliminary assessment for the first four months of production indicates an average performance of 12.7%. In one year this system avoids the emission of 11063 kg of CO_2 and 298 kg of NO_x , representing a 10.4% overall reduction of atmospheric emissions. Galápagos requires an air pollutant emission inventory and air quality monitoring, as basic tools for air quality management and control. This information will be useful to simulate the behavior of pollutants and understand the link between emissions, dispersion and the effects of air pollutants in the Galapagos Islands.

Keywords. internal combustion engine, single-crystalized panel, emission inventory, carbon footprint.

Preliminary evaluation of the energy efficiency and reduction of atmospheric emissions from the electricity generation system of solar panels on the campus of the Universidad San Francisco de Quito in San Cristobal - Galapagos - Ecuador

Resumen

Las energías renovables constituyen una alternativa para reducir los impactos del uso de combustibles fósiles. El control de las emisiones atmosféricas es relevante en ecosistemas frágiles como las Islas Galápagos. En la actualidad casi toda la electricidad que se consume en Galápagos se genera en centrales equipadas con motores de combustión interna. Estos equipos producen emisiones importantes de óxidos de nitrógeno (NO_x), contaminantes para los que se ha establecido una concentración media anual de $30 \mu\text{g m}^{-3}$ a fin de proteger a la vegetación sensible y los ecosistemas. A finales de julio de 2014, en el Campus de la Universidad San Francisco en Galápagos (USFQ Galápagos), empezó a funcionar un Sistema de Paneles Solares (SPS). La evaluación preliminar de su funcionamiento durante los primeros 4 meses indica un rendimiento medio del 12.7%. En un año el SPS evita la emisión de 11 063 kg de CO_2 y 298 kg de NO_x , que representan una reducción global del 10.4% de las emisiones atmosféricas. Es prioritario contar con un inventario de emisiones atmosféricas y emprender campañas de monitoreo de la calidad del aire. Esta información permitirá también simular el comportamiento de los contaminantes. Estos componentes serán de gran utilidad para el control de la calidad del aire y de sus efectos en las Islas Galápagos.

Palabras Clave. motor de combustión interna, panel monocristalino, inventario de emisiones, huella de carbono.

Introducción

Las energías renovables constituyen una alternativa para reducir la dependencia y los impactos generados los combustibles fósiles, cuyo uso-entre otras connotaciones- produce emisiones de contaminantes atmosféricos y de gases de efecto invernadero. La reducción de estos impactos es prioritaria en regiones con ecosistemas frágiles,

como las Islas Galápagos; donde el mayor porcentaje de electricidad para consumo público proviene de 4 generadoras equipadas con motores de combustión interna. Estas generadoras se localizan en las islas San Cristóbal, Santa Cruz, Isabela y Floreana (Fig. 1); funcionan con diésel y alimentan sistemas independientes, sin interconexión. Entre otros contaminantes del aire, este tipo de centrales emite cantidades importantes de

Poder calorífico			Factor de emisión de CO ₂			Densidad		
Valor	Unidad	Fuente	Valor	Unidad	Fuente	Valor	Unidad	Fuente
43	TJ Gg ⁻¹	[1]	74 100	kg TJ ⁻¹	[1]	845	kg m ⁻³	[2]

Tabla 1: Propiedades del diésel.

óxidos de nitrógeno (NO_x), compuestos para los que se ha establecido una concentración media anual no mayor de 30 μg m³, con el fin de proteger la vegetación sensible y los ecosistemas [3, 4]. Los NO_x corresponden a la suma del óxido nítrico (NO) y del dióxido de nitrógeno (NO₂). Los resultados preliminares de estudios de la dispersión de los NO_x emitidos por estas generadoras, indican concentraciones medias de NO₂ en 24 horas de hasta 35 μg m³ en el área de influencia directa de la generadora; y concentraciones entre 5 y 20 μg m³ en la parte norte de la isla Santa Cruz [5]. Aun-

que estos resultados son preliminares, indican la necesidad de controlar y reducir las emisiones atmosféricas. La participación de fuentes renovables-como la eólica o fotovoltaica-es todavía marginal en Galápagos. Durante el año 2013, en San Cristóbal, el 99.7 % de electricidad para consumo público (en total 7.87 GWh) fue suministrada por la generadora a diésel [6].

Por otra parte, la Universidad San Francisco de Quito inauguró en el año 2002 su extensión en San Cristóbal (USFQ Galápagos), con la misión de generar conocimiento, educar y formar a la Comunidad de las Islas Galápagos [7]. El consumo mensual de electricidad en la USFQ Galápagos, entre enero de 2013 y junio de 2014, varió entre 7.7 y 13.8 MWh (Fig. 2). La energía en este periodo fue adquirida en su totalidad a la Empresa Eléctrica Galápagos (EEG). A finales de julio de 2014 entró en funcionamiento un Sistema de Paneles Solares (SPS) que se instaló en el edificio de la USFQ Galápagos. Este sistema comprende 48 paneles monocristalinos, distribuidos en 3 grupos horizontales (Fig. 1), con un área total de 61.9 m² (1.29 m² por panel). El sistema tiene una potencia total de 190 Wp.

Esta infraestructura reduce el consumo de electricidad generada con diésel, y por ello reduce también las emisiones atmosféricas de la USFQ Galápagos. En este artículo se presenta una evaluación del rendimiento energético durante los primeros 4 meses del funcionamiento del SPS y una estimación de las emisiones de contaminantes del aire y de dióxido de carbono (CO₂) que se han dejado de emitir.

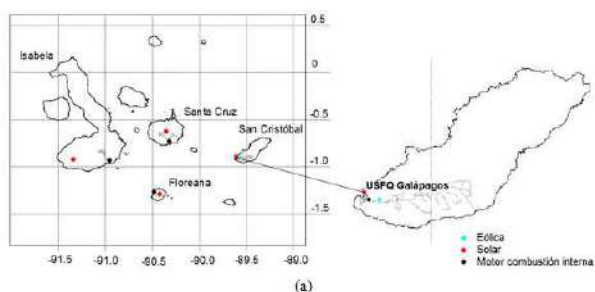


Figura 1: (a) infraestructura de generación eléctrica en las Islas Galápagos y localización del Campus de la Universidad San Francisco de Quito (USFQ Galápagos), (b) fotografía del SPS instalado en el edificio de la USFQ Galápagos (Autor: Sr. Luis Tasipanta).

Método

Se recolectaron los registros diarios de generación eléctrica del SPS, durante el periodo agosto – noviembre de 2014. Por otra parte, para el mismo periodo se procesaron los registros de la radiación solar global de la estación meteorológica instalada en la USFQ Galápagos. Con estos registros se obtuvo los valores diarios de

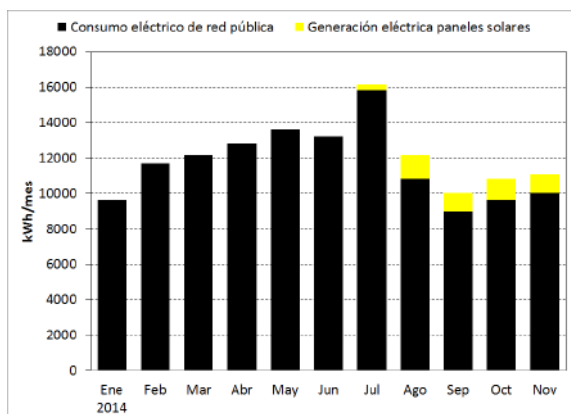


Figura 2: Consumo eléctrico en la USFQ Galápagos durante el periodo enero 2013 - noviembre 2014. El SPS empezó a generar electricidad desde finales de julio de 2014.

Categoría	Factor de emisión (g kWh ⁻¹)
NO _x	21.6
CO	4.7
COV	1.8
SO ₂	2.3
MP _{2,5}	0.5
CO ₂	802.6

Tabla 2: Factores de emisión de contaminantes primarios y de CO₂ por unidad de electricidad generada para consumo público en San Cristóbal – Galápagos. Año 2013.

	Escenario 1: (kg) (A)	Escenario 2: (kg) (B)	Emisiones evitadas Ago - Nov 2014 (kg) (B - A)	Emisiones evitadas Ago - Nov 2014 (%) ((B - A)/B)*100	Emisiones evitadas (kg) Proyección anual
NO _x	853.3	952.5	99.3	10.4	297.8
CO	183.6	205.0	21.4	10.4	64.1
COV	69.6	77.7	8.1	10.4	24.3
SO ₂	92.0	102.7	10.7	10.4	32.1
MP _{2,5}	19.8	22.1	2.3	10.4	6.9
CO ₂	31695.8	35383.5	3687.6	10.4	11062.9

Escenario 1: Emisiones con la cantidad de electricidad adquirida a la EEA.

Emisiones bajo la asunción que el total de electricidad consumida (adquirida + la generada por el Sistema de Paneles Solares) fue suministrado por la EEG.

Tabla 3: Emisiones de contaminantes del aire y de CO₂ evitadas por la generación eléctrica del Sistema de Paneles Solares de la USFQ Galápagos. Periodo agosto - noviembre de 2014.

la energía solar incidente. El rendimiento diario se estableció como la relación porcentual entre la generación eléctrica de los paneles y la energía solar incidente.

Para el cálculo de las emisiones de contaminantes primarios del aire y de CO₂, se aplicó el modelo básico (Ec. 1) [8?]:

$$E_j = ConEL \cdot FE_j / 1000 \quad (1)$$

Parámetro:

j : contaminante primario j , o de CO₂.

Término:

E_j : emisión del contaminante j , o de CO₂ (t).

Datos:

$ConEL$: consumo de electricidad (kWh)

FE_j : factor de emisión del contaminante j , o de CO₂ (g kWh⁻¹)

Como contaminantes primarios se incluyeron a los NO_x, monóxido de carbono (CO), compuestos orgánicos volátiles (COV), dióxido de azufre (SO₂) y material particulado fino (MP_{2,5}).

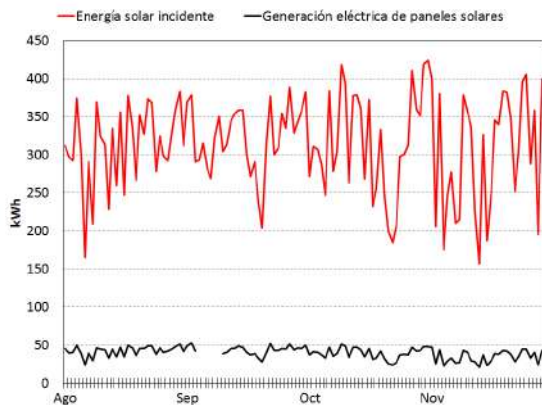


Figura 3: Energía solar incidente diaria y generación eléctrica diaria del Sistema de Paneles Solares de la USFQ Galápagos. Periodo agosto - noviembre de 2014.

Factores de emisión

El factor de emisión de CO₂ se dedujo en base del consumo de combustible durante el año 2013 en la generadora de San Cristóbal (620 630 galones de diésel 2 [6]), y de las propiedades del diésel (Tabla 1). Con estos valores se calculó un total de 6.3 kt de emisiones de CO₂. La generación de electricidad para consumo público en San Cristóbal fue de 7.87 GWh [6]). Mediante la relación entre las emisiones y de generación eléctrica, se obtuvo un factor de emisión de 802.6 g de CO₂ por kWh. Se aplicó el mismo procedimiento para la deducción de los factores de emisión de contaminantes primarios, a partir de los factores de emisión AP 42 de la USEPA [9] para la generación de electricidad con diésel (*distillate oil*) en motores de combustión interna. El factor de emisión de dióxido de azufre (SO₂) corresponde a un contenido de azufre de 0.42 %. La Tabla 2 indica los factores de emisión obtenidos.

Escenarios de emisión

Se estimaron las emisiones atmosféricas correspondientes al consumo eléctrico en la USFQ Galápagos para dos escenarios: 1) con la cantidad de electricidad efectivamente adquirida a la EEG, y 2) bajo la asunción que el total de electricidad (adquirida a la EEG + la generada

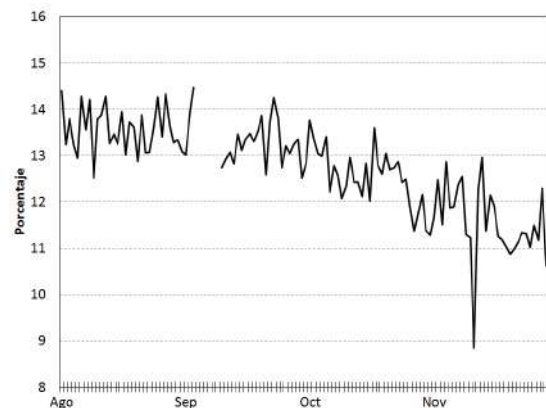


Figura 4: Rendimiento del Sistema de Paneles Solares de la USFQ Galápagos. Periodo agosto - noviembre de 2014.

por el SPS) fue suministrado por la EEG. La diferencia de resultados de los dos escenarios corresponde a la reducción de emisiones por el aporte eléctrico del Sistema de Paneles Solares.

Resultados y Discusión

La energía solar incidente diaria varió entre 157.0 y 424.6 kWh (Fig. 3), con un valor medio de 312.6 kWh. La generación eléctrica diaria de los paneles solares varió entre 20.4 y 52.6 kWh (Fig. 3), con un valor medio de 39.6 kWh. El rendimiento energético diario, definido como la relación entre la electricidad generada sobre la energía solar incidente; varió entre 8.8 y 14.5 % (Fig. 3), con un valor medio de 12.7 %. El rendimiento fue mayor durante agosto y septiembre, con un descenso paulatino en octubre y noviembre.

Los paneles solares comerciales presentan un rendimiento típico del 10 % [10]. La Agencia Internacional de la Energía (AIE) indica que el rendimiento para paneles monocristalinos de uso comercial, varía entre 14 y 20 % [11]. El rendimiento medio del SPS de la USFQ Galápagos se acerca al valor bajo del rango que reporta la AIE. En un 7 % del periodo agosto - noviembre de 2014, el rendimiento diario varió entre 14 y 14.5 %, que comparable al valor inferior del rango indicado.

El rendimiento de los paneles solares depende de varios factores como los niveles de la radiación solar y su variación, la temperatura e inclinación de los paneles, las condiciones de limpieza, la resistencia de cables y dispositivos [12]. Se ha comprobado que la eficiencia se incrementa con la radiación solar, aunque baja con el aumento de la temperatura de los paneles [13, 14]. Se recomienda a futuro desarrollar una evaluación con al menos un año de registros, incluyendo un análisis de la influencia de la variación de la radiación solar, de la temperatura y de las condiciones de limpieza; con el fin de contar con un valor del rendimiento más representativo del SPS de la USFQ GAIAS. Su limpieza permanente promoverá un mayor rendimiento.

Durante los primeros 4 meses de funcionamiento, el SPS suministró el 11.5 % de la electricidad consumida en la USFQ Galápagos. En un año evita la emisión de 11 063 kg de CO₂ y 298 kg de NO_x (Tabla 3), que representan un ahorro global del 10.4 % de las emisiones atmosféricas.

Se recomienda desarrollar un diagnóstico del consumo energético con el fin de identificar potenciales acciones para optimizar la cantidad de electricidad que se adquiere a la EEG. Con ello se podría conseguir una reducción adicional de la huella de carbono y de las emisiones de contaminantes primarios del aire.

Es necesario contar con un inventario de emisiones de contaminantes del aire, tanto de fuentes naturales como antropogénicas, a fin de identificar y cuantificar el aporte de las fuentes de contaminación relevantes en Galápagos. Se requiere emprender campañas de monitoreo

de la calidad del aire, para conocer los actuales niveles de los NO_x y de otros contaminantes. Esta información permitirá posteriormente simular el comportamiento de los contaminantes atmosféricos, y entender de mejor manera la interacción de los procesos de emisión, dispersión y efectos tanto en la población, la vegetación y el ecosistema de Galápagos.

Agradecimientos

Para el Sr. Luis Tasipanta, por su ayuda en la colecta de información.

Referencias Bibliográficas

- [1] IPCC. 2006. "2006 IPCC Guidelines for National Greenhouse Gas Inventories, Prepared by the National Greenhouse Gas Inventories Programme". *Eggleston H.S., Buendia L., Miwa K., Ngara T. and Tanabe K. (eds). Published: IGES, Japan.*
- [2] USEPA. 1985. "Miscellaneous Data & Conversion Factors". *Appendix A.*
- [3] WHO. 2000. "Air Quality Guidelines for Europe. Second Edition". *World Health Organization. Regional Office for Europe. Copenhagen.*
- [4] MfE. 2000. "Effects of Air Contaminants on Ecosystems and Recommended Critical Levels and Critical Loads. Final Report". *Review of the Ambient Air Quality Guidelines. Air Quality Technical Report. New Zealand, (15).*
- [5] Parra, R. 2015. "Preliminary Assessment of the Chemical Transport of NO_x Emissions from Power Facilities in the Galapagos Islands". *World Energy Summit in the Galápagos, Ecuador. July 20-24.*
- [6] Conelec. 2015. "Estadística del Sector Eléctrico Ecuatoriano. Año 2013". *Quito - Ecuador.*
- [7] USFQ. 2015. "Universidad San Francisco de Quito". <https://www.usfq.edu.ec/Paginas/Inicio.aspx>.
- [8] USEPA. 1995. "Compilation of Air Pollutant Emission Factors. Volume I: Stationary and Area Sources". *AP-42, Fifth Edition, U.S. Environmental Protection Agency. Research Triangle Park, NC 27 711.*
- [9] USEPA. 2012. "Environmental Protection Agency". <http://www.epa.gov/ttnchiefl/ap42>.
- [10] Mackay, D. 2008. "Sustainable Energy - without the hot air". *Cambridge - England.*
- [11] IEA. 2010. "Technology Roadmap. Solar Photovoltaic Energy". *International Energy Agency. Paris - France.*
- [12] IEA. 2014. "Technology Roadmap. Solar Photovoltaic Energy". *International Energy Agency. Paris - France.*
- [13] Melis, W.; Mallick, S.; Relf, P. 2014. "Increasing Solar Panel Efficiency in a Sustainable Manner". *Conference paper. International Energy Conference - ENERGY-CON. Dubrovnik. Croatia.*

- [14] Yerli, B.; Kaymak, M.; Izgi, E.; Oztopal, A.; Sahin, A. 2010. "Effect of Derating Factors on Photovoltaics under Climate Conditions of Stambul". *International Journal of Electrical, Computer, Electronics and Communication Engineering*, 4(8):35–39.

A multi-criteria decision analysis (MCDA) for materials selection of a magnetic application

Javier Martínez^{1*}¹Instituto Nacional de Eficiencia Energética y Energías Renovables - INER. Av. 6 de Diciembre N 33-32 e Ignacio Bossano, edificio Torre Bossano, 2do piso. Quito, Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: javier.martinez@iner.gob.ec

Editado por/Edited by: Cesar Zambrano, Ph.D.

Recibido/Received: 2014/07/22. Aceptado/Accepted: 2014/11/07.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Abstract

The choice of materials for a manufacturing enterprise is important. An improper selection can negatively affect productivity, profitability and undermine the reputation of an enterprise or policy because of the growing demands for extended producer responsibility.

Ecuador has been conducted to quantify the benefits of implementing induction cookers by the “efficient cooking plan”. To make the selection of materials for induction cookware, must take into account the interplay between the requirements of design, material and processing.

This investigation shows results about materials selection for induction cookers which takes into account the interplay between the requirements of design, materials and product processing. It has identified physical properties, as well as, restrictions on the health, appearance, material and processing cost. Finally, it has studied the ability to adapt manufacturing processes by industry in Ecuador. As a result, it has established the candidate materials which meet the above requirements.

Keywords. cooker, cookware, materials selection, multicriteria analysis, multi-criteria decision analysis (MCDA), ferromagnetic application.

Un análisis de decisión multicriterio (MCDA) para selección de materiales de una aplicación magnética

Resumen

La elección de los materiales para la fabricación de un producto es importante. Una selección inadecuada puede afectar negativamente a la productividad, la rentabilidad y desprestigiar la reputación de una empresa o gobierno debido a las crecientes demandas de responsabilidad al productor. Ecuador está llevando a cabo la implementación cocinas de inducción por el “plan de cocción eficiente”. Para hacer la selección de los materiales para los utensilios de cocina de inducción, se debe tener en cuenta la interacción entre los requisitos de diseño, material y procesamiento.

Esta investigación muestra resultados sobre la selección de materiales para cocinas de inducción, que tiene en cuenta la interacción entre los requisitos de diseño, materiales y transformación de los productos. Se ha identificado las propiedades físicas, así como, las restricciones sobre el costo de la salud, la apariencia, el material y el procesamiento. Finalmente, se ha estudiado la posibilidad de adaptar los procesos de fabricación de la industria en el Ecuador. Como resultado, se ha establecido los materiales candidatos que cumplen los requisitos anteriores.

Palabras Clave. menaje, cocinas de inducción, método multicriterio para la selección de materiales.

Introduction

Induction cookers are devices that enhance the life quality of a society, improving the human development index (HDI), the Multidimensional Poverty Index (MPI), the welfare of the society and energy efficiency of the energy system [1]. In case of Ecuador the introduction of induction cookers in society is related to the objectives of welfare, and improves the quality of life of its population joined to the “efficient cooking plan” [2].

In the particular case of the energy system of Ecuador have been conducted to quantify the benefits of imple-

menting induction cookers by the “efficient cooking plan” [3, 4]. It has been observed that if the state remove subsidy to LGP cookers and inserts a total subsidy for the first 100 kWh for induction cookers in the program, the state would save US \$ 260.7 million annually from data of 2012.

Induction cooking heats a cooking cookware by magnetic induction, instead of thermal conduction from a flame, or an electrical heating element. The cooking cookware must contain a ferromagnetic metal such as cast iron or stainless steel in its base. Copper, glass and

aluminum pots can be placed on a ferromagnetic interface disk which functions as a conventional hotplate.

Induction cooking heats a cooking vessel by magnetic induction, instead of by thermal conduction from a flame, or an electrical heating element. For nearly all models of induction cooktops, a cooking vessel must be made of or contain a ferromagnetic metal such as cast iron or stainless steel. Copper, glass and aluminum vessels can be placed on a ferromagnetic interface disk which functions as a conventional hotplate.

In an induction cooker, a coil of copper wire is placed under the cooking pot and an alternating electric current is passed through it. The resulting oscillating magnetic field induces a magnetic flux which repeatedly magnetises the pot, treating it like a lossy magnetic core of a transformer. This produces large eddy currents in the ferrous pot, which because of the resistance of the pot, heats it [5].

Induction cooker has a few advantages when compared with traditional cooker. There are two major advantages of the induction cooker, namely, energy saving and safety enhancement. The safety functions of induction cooker include:

- No further power output when cookware is removed from the hob.
- It has automatically cut-off function in case of overheating.
- No radiated heat and unnecessary heating of the room from the hot cooking range.
- Free from naked flame and smoke.
- Reduce the risk of burn and ignition of spilled fat or oil.
- No emission of harmful gas

Cooking food by induction has many advantages over traditional systems which include the following features:

- Increased energy efficiency, the magnetic field induced in the pot and the absence of high temperature in heaters reduces heat loss to the environment.
- The speed of the heating due to the ferromagnetic material of the base of the cookware has the ability to attract and pass through them magnetic fields, as soon as electricity flows through the coil, which causes the warm pot directly and not the surface.
- Increased safety, there is no risk of burns in the kitchen, or explosions, because no flame is produced.
- Improved ease of cleaning, by having a smooth surface.

- Easy to operate with digital controls.

The main disadvantages are:

- More sophisticated than the electrical resistance and LPG cookers.
- Be careful when using it, to avoid scratching the hob.
- Induction cookers of several zones have a high price.

To make the selection of materials for induction pots, must take into account the interplay between the requirements of design, material and processing. For example, you should not make the selection of a material having the best characteristics in terms of heating rate, if after manufacturers of furniture of Ecuador cannot access the material or sufficient infrastructure for processing, or the material may have potential health risks. That is why the selection of materials for household kitchens induction is a complex subject, so that the use of different models of selection of materials like Scoring, Standard (01-Z) and Pres methods, you choose the best materials for the process [6-8].

Materials and Methods

For a material selection for an industrial application, the first step is to identify the requirements in the design. This requires identifying the function or purpose of the system which is designed. In this case it is the cookware for an induction cooker, and you want to determine what type of cookware has the best cost-benefit ratio, defined as the benefit from material the energy efficiency of the system cookware-cooker during cooking. This idea will impact on a lower energy consumption and higher thermal inertia (or heating rate) of cookware. As a consequence it will be necessary a shorter time during cooking.

Next, it will be essential to identify and present the explanation, to have a good understanding of physical phenomena and to assess which are the most important physical properties. In the case of the pots for induction cookers it will be very important, the magnetic permeability, conductivity and the workability of the material, as discussed in the following section.

In addition, it is very important restrictions on the design constraints such as health, cost of material and analyze whether the domestic industry can adapt their manufacturing processes to this type of cookware will be considered.

Finally there will be a selection of materials with matrices, Scoring, Press and Standard (01-Z) methods procedures, depending on the method of selection, will be a qualitative or quantitative method and take into account or not significant factors in the selection criteria. The selection is done with matrices, in the ranks criteria and weighting factors are included [7, 8].

Principle of operation

When the induction cooker is activated an induced current circulates by the wire which heats the material. When the material is heated, the heat is dissipated by the Joule effect.

The power dissipated by Joule effect as a result of the induced currents or Foulcalt often simplified in the formula $P=R \cdot i^2$, but in this case cannot be applied directly for the current distribution is not uniform. For a nonuniform current distribution is fulfilled [9]:

$$P = \pi \cdot d \cdot h \cdot H^2 \cdot \sqrt{\frac{\pi \cdot \mu \cdot f}{\sigma}} \cdot C \cdot F \quad (1)$$

d = cylinder diameter (m).

h = cylinder height (m).

H = magnetic field strength (A/m).

σ = electric conductivity (S/m).

μ = permeability of the material (H/m).

f = frequency (Hz).

C = coupling factor.

F = power transmission factor.

F and C are correction factors which depend on the geometry of the load and the distance between the inductor and the load. As a result of the formula have the following conclusions:

The material characteristics are very important, especially the relative permeability μ and σ the electrical conductivity. Ferromagnetic materials exhibit these features and help maximize power transfer at high temperatures in the load with low losses at the source. Shows how the pieces of material characteristics are very important as the diameter d and height h .

Physics properties

- **Magnetic permeability:** It is the ability of a substance or means to attract and passing through it magnetic fields. The degree of magnetization of a material in response to a magnetic field is called absolute permeability and is usually represented by the symbol μ .

$$\mu = \frac{B}{H} \quad (2)$$

B = magnetic induction into the material.

H = magnetic field strength into the material.

To compare together the materials, means the absolute magnetic permeability μ as:

$$\mu = \mu_r \mu_o \quad (3)$$

μ_r = relative permeability.

μ_o = vacuum permeability.

The permeability values for different materials typically used in pots shown in Table I.

- **Electrical conductivity:** It is the ability of a material to allow electrical charges move freely. The conductivity depends on the atomic and molecular structure of the material. Metals are good conductors because they have a structure with many free electrons due to the metallic bond or electron cloud that allows movement. The conductivity is also dependent on other physical factors of the material and the temperature.

Values of thermal conductivity for various materials commonly used in pots are shown in Table I. In formula (1) is showed that the electrical conductivity worse the energy efficiency, so it will be interesting to have materials with lower electrical conductivity than steels.

- **Thermal conductivity:** It is the ease with which the material absorbs and transmits energy. A higher the thermal conductivity of the material will heat up and expand to unheated areas of the same piece of material.

Values of thermal conductivity for various materials commonly used in cookware are shown in Table I. Shows that there is a relationship between electrical and thermal conductivity of the materials, due to the crystalline structure of the materials.

- **Specific heat capacity or specific heat:** It is the amount of internal kinetic energy stored in a material. The molecular composition of materials makes the molecular kinetic energy increases with varying difficulty and molecular potential energy stored more or less difficulty.

The cookware made of materials with high specific heat capacity, need more time to warm up, but also have a significant amount of stored energy when they are hot and the material temperature decrease more slowly when their energy is transferred.

The heat capacity and thermal capacity of a material is proportional to its mass, so a piece of cookware with more mass has greater thermal capacity, so that the density must be known to make comparisons between different cookware materials.

- **Thermal diffusivity:** A property that indicates how fast heat is transferred through and out of the material. Thermal conductivity is divided by the unit heat capacity. In Table II the values of thermal diffusivity of the materials typically used in pots are presented; seen as copper and aluminum have an order of magnitude higher than the steel and cast iron.

- **Reactivity:** It is necessary to ensure that the materials used in the household does not impair or adversely affect the taste of food. It is therefore important to use non-reactive materials. Problems with copper and aluminium were observed but it is necessary to absorb a high concentration [12-14]

Material	Relative magnetic permeability μ_r	Electric conductivity $\sigma_e \cdot 10^7$ (S/m)	Thermal conductivity σ_t (W/m·K)	Specific heat (J/kg·K)	Density (kg/m ³)
Cooper	0.999994	5.96	401	390	8900
Aluminium	1.000022	3.78	237	910	2600
Austenitic stainless steel (AISI 304 - AISI 316)	1.003 - 7	0.14	16	460	7930
Ferritic stainless steel (AISI 430 - AISI 436)	1000 - 1800	0.15	16	460	7930
Carbon steel	50 - 150	0.70	53	460	7850
Electrical steel (Steel with 1-5% w.t. Si)	4000 - 5000	0.22	68	460	7850
Enameled iron	500 - 800	1.00	85	460	7800

Table 1: Material Properties [10, 11].

Material	Thermal diffusivity 10^{-6} (m ² /s)	Young Modulus E [GPa]	Yield strength σ_y [MPa]	Ultimate tensile strength σ_R [MPa]	Price (\$/T)	Corrosion resistance
Cooper	80	120	32	210	10000	In the presence of air and water turns green and black
Aluminium	92	45	17	45	3500	Good resistance in air and water ¹
Austenitic stainless steel (AISI 304 - AISI 316)	4	190-215	380	460-1100	4500	Excellent resistance in air and water ¹
Ferritic stainless steel (AISI 430 - AISI 436)	8	190-215	380	460-1100	4000	Good resistance in air and water ¹
Carbon steel	250	210	200-300	750	1000	Corrodes in water and air
Electrical steel (Steel with 1-5% w.t. Si)	15	190-210	315-500	400-1100	2500	Corrodes in water and air
Enameled iron	22	210	135	195	500	Corrodes in water and air

¹Weight loss under 25 mg/dm² during 24 h.

²Weight loss under 250 mg/dm² during 24 h.

Table 2: Material Properties [10, 11].

Stainless steel is the least reactive of all popular materials used in cookware.

- **Workability:** Commonly refers to the ease with which a material can be molded plastic flow without the occurrence of external or internal fractures, or the ability of plastic deformation of the material, above the yield strength without cracking. This concept includes all terms related to operations forming material and ability to be forged, rolled, extruded, drawn and shaped. This parameter can be analyzed in the laboratory by mechanical tests, depending on the application normally used in tensile, compression tests, and torsion tests cupping test. The workability depends on the microstructure of the material, the temperature applied, prior thermal or surface treatments and the strain rate [15].

It is necessary to consider the stress-strain curve and the important parameters such as yield, its breaking stress and Young's modulus. In Table II is showed the values of Young's modulus material, yield strength, tensile strength and melting temperature of the materials listed.

Workability is important to consider the production of materials in Ecuador and determine if the household can be made entirely with materials having the country or if instead it will be necessary cookware manufacturers have to import material.

In the case of steel have been published reports

on this subject by the National Institute of Preinversión (INP) [16] and Acelor-Mital Ecuador [17], with similar results. They show that Ecuador is an importer of steel products, which will be necessary for the production of ferromagnetic induction plates to import the material. Ecuador is also a producer of aluminum country, being the origin of imports countries like Argentina, France, Venezuela, USA and Canada (Central Bank of Ecuador).

- **Price of materials:** The price of the material is a variable that directly affects the price of the user. In Table II is showed the material prices in US \$ per ton appear, shown as steel is the cheapest of all of them per ton, however the aluminum is about three times less dense, which makes it competitive.
- **Corrosion resistance:** The ability of a material to retard spoilage as a result of electrochemical etching by the surrounding environment.

In Table II the behavior is observed in terms of corrosion resistance of the materials to air, water and oil, however these materials may react with regard to certain acids.

- **Appearance:** Generally known consumer product features, so that the choice between two products with similar prices usually done for appearance. That is why the final product should have a shiny appearance.

Candidate materials for the selection process

A: Enameled iron
B: Enameled iron with vitrified treatment
C: Stainless steel AISI 430 or AISI436
D: Stainless steel AISI 430 or AISI436 and aluminum
E: Electrical steel
F: Electrical steel with nonstick ceramic coating inside and vitrified treatment
G: Electrical steel and stainless steel AISI 304 or AISI 316 with nonstick ceramic coating inside and vitrified treatment
H: Electrical Steel, aluminium and nonstick Teflon coating
I: Stainless steel AISI 430 o AISI436, steel AISI 304 o AISI 316 and nonstick ceramic coating inside
J: Electrical steel, cooper and vitrified treatment

Table 3: Candidate materials for the selection process.

In Table III candidate materials for the selection process, which have been selected to compare the effect of different materials and different configurations nonstick treatment and corrosion resistance are observed. There are various European and US patents where the nonstick process of cookware and subsequent treatments until it is finished are specified which is included in the price here because it can influence [18-20].

Results

Scoring Method

The scoring method is used chose the best options for a material selection. This method involves categorize and quantify the design material and. evaluated based on their importance, which allows for proper selection. This methodology is described in the following steps.

1. Select each criterion for the cookware considering how important it is for the other parameters. The selected scale is between the values 0-1 from least to most important.
2. Set as each alternative is satisfied based on criteria.
3. Scale each criteria between the values 0-10 from least to most important.
4. Calculate the scores for each alternative.
5. After the summation, the alternatives are selected to present the most positive outcome.

In Table IV is shown the weight matrix with the design criteria and the rating for candidate materials. These properties were evaluated for each of the materials scoring method.

Pres Method

The Pres method aims to determine the most favorable alternative comparing alternatives. It sets the relationship between alternatives for each and every one of the

criteria for the study of solutions. Thus the method promulgates the optimal choice in the alternative that is better than the other in the greatest possible number of criteria and is the one with minor weaknesses against the other. It is simple conceptual approach makes it easily replicable and development is as follows:

- Establish specific criteria and weights: C_i and W_i .
- Evaluation criteria for each of the alternatives: x_{ij} .
- Determination of the matrix.

The values of the weights criteria are normalized.

$$W_j = \frac{W_i}{\sum_{i=1}^N W_i} \quad (4)$$

The values of the criteria are normalized.

$$c_j = \frac{c_j}{c_{i \max}} \quad (5)$$

In case of a criteria which the best value is the minimum calculation of the $1/c_i$ is made.

After the summation, the alternatives are selected to present the most positive outcome.

In Table V is shown the weight matrix with the design criteria and the rating for candidate materials. These properties were evaluated for each of the materials scoring method.

These properties were evaluated for each of the materials scoring method.

Standard Method (01-Z)

This method is a simple multi-criteria evaluation, able to identify the relative importance among criteria and integrate a variety of quantitative and qualitative indicators. It is distinguished by the use of a comparison matrix using criteria and statistical tool Z.

The method of calculating the weights is very simple. You must add the rows and calculate what percentage they represent of the total.

Design criteria	Weight	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J
Magnetic permeability	1	6	6	8	8	10	10	10	10	8	10
Reactivity	0.8	1	8	8	10	1	8	8	1	10	10
Price / Appearance	0.9	10	6	1	6	4	1	4	4	8	1
Thermal diffusivity	0.5	10	10	6	8	8	8	8	10	8	10
Electric conductivity	0.4	8	8	8	10	8	8	8	10	10	10
Corrosion resistance	0.4	3	8	6	8	3	8	8	8	8	4
Yield strength σ_y (MPa)	0.3	10	10	6	8	8	8	8	8	8	8
Young modulus E (GPa)	0.2	8	8	8	0.5	8	8	8	8	8	4
Ultimate tensile strength σ_R (MPa)	0.2	8	8	8	8	8	8	8	6	8	4
Results		32.4	36.4	28.1	37.6	28.4	33.3	36	31.8	40	33.5

Table 4: Evaluation Matrix: Design criteria and values for candidate materials for Scoring Method.

Design criteria	Weight criteria normalized	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J
Magnetic permeability	0.21	0.15	0.15	0.31	0.31	1	1	1	1	0.7	1
Reactivity	0.17	1	1	1	0.6	0.6	0.8	1	1	0.8	1
Price / Appearance	0.19	1	0.8	0.7	0.65	0.2	0.15	0.15	0.15	0.6	0.1
Thermal diffusivity	0.11	1	1	0.36	0.48	0.68	0.68	0.68	0.68	0.36	0.68
Electric conductivity	0.09	0.18	0.18	1	0.85	0.24	0.24	0.24	0.24	1	0.24
Corrosion resistance	0.09	0.5	1	0.8	0.9	0.3	1	1	0.5	0.8	1
Yield strength σ_y (MPa)	0.06	0.13	0.13	0.04	1	0.04	0.04	0.04	0.04	0.04	0.04
Young modulus E (GPa)	0.04	1	1	1	0.22	1	1	1	1	1	1
Ultimate tensile strength σ_R (MPa)	0.04	0.26	0.26	1	0.26	1	1	1	1	1	1
Results		0.62	0.63	0.65	0.62	0.56	0.64	0.67	0.63	0.68	0.67

Table 5: Evaluation Matrix: Design criteria and values for candidate materials for Pres Method.

On the other hand, is able to compare the different indicators for material selection in each of its criteria, through the standardization of their values.

Standardization (Z) is a technique that allows the standardization of the measurement scales for the comparability of these. This is possible by means of standardized indicators through measures of central tendency, thus the data are comparable, and it is observed the relative distances of each indicator, collection, average.

This is due to calculate the average and standard deviation of each indicator.

Before it we calculate the values of the criteria are normalized by (4).

The formulas for the mean and standard deviation are:

$$\tilde{x}_j = \frac{\sum x_{i,j}}{n} \tag{6}$$

$$S_j = \sqrt{\frac{\sum (x_{i,j} - \tilde{x}_j)^2}{n}} \tag{7}$$

Where:

\tilde{x}_j : is the media for the j indicator.

$x_{i,j}$: data i for j indicator.

S_j : is the standard desviation for j indicator.

Design criteria	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	Media	Standard Deviation
Magnetic permeability	0.15	0.15	0.31	0.31	1	1	1	1	0.7	1	0.52	1.34
Reactivity	1	1	1	0.9	0.6	0.8	1	1	0.8	1	0.90	0.17
Price / Appearance	1	0.8	0.7	0.65	0.2	0.15	0.15	0.15	0.6	0.1	0.33	1.01
Thermal diffusivity	1	1	0.36	0.48	0.68	0.68	0.68	0.68	0.36	0.68	0.62	0.45
Electric conductivity	0.18	0.18	1	0.85	0.24	0.24	0.24	0.24	1	0.24	0.31	0.94
Corrosion resistance	0.5	1	0.8	0.9	0.3	1	1	0.5	0.8	1	0.73	0.60
Yield strength σ_y (MPa)	0.13	0.13	0.04	1	0.04	0.04	0.04	0.04	0.04	0.04	0.07	0.81
Young modulus E (GPa)	1	1	1	0.22	1	1	1	1	1	1	0.86	0.55
Ultimate tensile strength σ_R (MPa)	0.26	0.26	1	0.06	1	1	1	1	1	1	0.54	1.33

Table 6: Design criteria and values for candidate materials with normalized values, with media and standard deviation for Standard Method (01-Z).

Design criteria	Weight criteria normalized	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J
Magnetic permeability	0.21	-0.28	-0.28	-0.16	-0.16	0.36	0.36	0.36	0.36	0.13	0.36
Reactivity	0.17	0.6	0.6	0.6	0	-1.77	-0.59	0.6	0.6	-0.59	0.6
Price / Appearance	0.19	0.67	0.47	0.37	0.32	-0.13	-0.18	-0.18	-0.18	0.27	-0.23
Thermal diffusivity	0.11	0.84	0.84	-0.59	-0.32	0.12	0.12	0.12	0.12	-0.59	0.12
Electric conductivity	0.09	-0.14	-0.14	0.58	0.45	-0.09	-0.09	-0.09	-0.09	0.58	-0.09
Corrosion resistance	0.09	-0.39	0.45	0.12	0.28	-0.72	0.45	0.45	-0.39	0.12	0.45
Yield strength σ_y (MPa)	0.06	0.07	0.07	-0.04	1.15	-0.04	-0.04	-0.04	-0.04	-0.04	-0.04
Young modulus E (GPa)	0.04	0.26	0.26	0.26	-1.17	0.26	0.26	0.26	0.26	0.26	0.26
Ultimate tensile strength σ_R (MPa)	0.04	-0.23	-0.23	0.3	-0.37	0.3	0.3	0.3	0.3	0.3	0.3
Results		0.22	0.26	0.16	0.07	-0.29	0.01	0.21	0.13	0.00	0.20

Table 7: Design criteria and values for candidate materials and results for normalized values Standard method (01-Z).

In Table VI is shown the weight matrix with the design criteria and the rating for candidate materials.

Once we have obtained the mean and standard deviation can proceed with the standardization of data. The Z statistic is constructed as follows in (7):

$$Z_{i,j} = \frac{x_{i,j} - \tilde{x}_j}{S_j} \quad (8)$$

The values of the weights criteria are normalized by (4).

In Table VII is shown the evaluation matrix with the design criteria and the rating for candidate materials. Values are then added and the hierarchy is established.

Discussion

With the results of the three methods of analysis is observed that the most inclusive method of the three is the

Standard Method (01-Z).

The configurations of materials E and H may have corrosion problems utensils prematurely, which is why discarded. This problem could be in the configuration I if instead of AISI 304 steel in the body of cookware is chosen AISI 201 and AISI 202 steel.

In the case of material C configuration, this is not a material that easily to work, which can generate high production costs.

The configuration of material G and J could be the setting for the most promising material for cookware. However its production process would be more expensive due to stamping or welding to join the two steels and the vitrified process.

The enameled cast iron with vitrification treatment present better results than the material unglazed. This gener-

ally occurs in each of the materials, since better results against corrosion and reactivity.

Conclusions

The material having the best results for the Scoring and Pres methods is the material I. In case of Standard Method (01-Z) the best results were presented in B configuration it is due to the good thermal diffusivity of the material.

Usual pot configuration like B and D obtain positive results, but D need higher pressure release in the production process would be necessary to stamp the steel disc at the bottom of aluminum.

It is preferable to have a ceramic non-stick coating in case of Teflon or aluminum as it may incur a health problem and the deformation of the pan. Although it increases about 15-20% nonstick painting process.

Depending on the users are going to cook food with water or frying with oil, it will be easier or more complicated than food, which some requirements will be needed as more or less ambitious reactivity and thus a nonstick coating adhere.

Acknowledgements

The authors of this present research acknowledge to the Secretaría Nacional de Planificación y Desarrollo (SENPLADES) for financing the execution of the present research. This work was sponsored by the Prometeo project of the Secretaria de Educación Superior, Ciencia, Tecnología e Innovación (SENESCYT) held in the Republic of Ecuador. The information necessary to complete this work was given by the Ministerio de Electricidad y Energía Renovable (MEER) of Ecuador.

References

- [1] PNUD. 2011. "Informe sobre el Desarrollo Humano". *Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo*, : 1–201.
- [2] Secretaría Nacional de Planificación y Desarrollo. 2013. "Plan Nacional para el Buen Vivir 2013-2017". *Plan Nacional de Desarrollo. República de Ecuador*: 1–131.
- [3] Muñoz Vizhñay, J. 2013. "Análisis de la incidencia del uso de cocinas eléctricas de inducción". *Empresa eléctrica regional del sur S.A. Loja*: 1–14.
- [4] MEER Ministerio de electricidad y energías renovables. 2011. "Estudio sobre menaje para cocinas de inducción eléctrica y requerimientos de la red para incorporación masiva de cocción eficiente" : 2–15.
- [5] Wong, A.; Fong, N. 2013. "Experimental Study of Induction Cooker Fire Hazard". *Procedia Engineering*, 52: 13–22.
- [6] Orozco, M.; Martínez, A. J. and Riofrío; Vaca, D.; Carrión, D. 2014. "Estudio de ensayos de eficiencia energética, concavidad, convexidad y rugosidad en menaje para cocinas de inducción". *Memorias del Congreso latinoamericano de ingeniería mecánica Colim VIII*: 255–261.
- [7] Riofrío, A.; Vaca, D.; Carrión, D.; Orozco, M.; Martínez, J. 2014. "Análisis del consumo energético en procesos de cocción eficiente para el sector residencial". *Memorias del Congreso latinoamericano de ingeniería mecánica Colim VIII*: 268–273.
- [8] Martínez, J.; Vaca, D.; Orozco, M.; Montero, A.; Carrión, D. 2015. "Aplicación de métodos multicriterio para la selección de materiales para menaje de cocinas de inducción". *Revista Técnica Energía*, (11):116.
- [9] Martínez, J.; Riofrío, A.; Villacís, S.; Castillo, J. 2015. "Heat transfer analysis in different cookware materials". *10mo Congreso en ciencia y tecnología. ESPE*.
- [10] ASM Handbook. 1978. "Volume 1: Properties and Selection: Irons, Steels, and High-Performance Alloys". *ASM International*: 1–1586.
- [11] ASM Metals Handbook. 1989. "Volume 2: Properties and Selection : Nonferrous Alloys and Pure Metals". *ASM International*: 1–1482.
- [12] Martínez, J.; Villacís, S.; Orozco, M.; Vaca, D. 2015. "Corrosion analysis in different materials for induction cookware". *10mo Congreso en ciencia y tecnología. ESPE*.
- [13] Villacís, S.; Martínez, J.; Riofrío, A.; Carrión, D.; Orozco, M.; Vaca, D. 2015. "Energy efficiency analysis of different materials for cookware commonly used in induction cookers". *The 7th International Conference on Applied Energy - ICAE2015*.
- [14] Stahl, T.; Taschan, H.; Brunn, H. 2011. "Aluminium content of selected foods and food products". *Environmental Sciences Europe*: 23–37.
- [15] Dieter, G.; Kuhn, H. 2003. "Handbook of Workability and Process Design" : 1–389.
- [16] Instituto Nacional de Preinversión. 2010. "Estudio básico de la industria siderúrgica en el Ecuador". *Quito*: 1–2.
- [17] Acelor-mital. 2012. "La siderurgia en el Ecuador". *Quito*: 1–5.
- [18] Assumpcao, C. 2005. "European patent application EP 1514952 A1" : 1–7.
- [19] Watanabe, K.; et al. 2008. "European Patent Specification EP 2173139 B1" : 1–5.
- [20] Ming-Sheng, L. 2012. "United States Patent Application Publication. US 2012/0111872 A1" : 1–4.

Notable ampliación del rango altitudinal de *Eira barbara* Cabeza de Mate (Mammalia: Mustelidae)

Carolina Reyes-Puig^{1,2*}, Gorki Ríos-Alvear², Juan Pablo Reyes-Puig^{1,2,3}

¹ Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales del Instituto Nacional de Biodiversidad, Rumipamba 341 y Av. De los Shyris. Casilla postal 17-07-8976, Quito, Ecuador

² Fundación Oscar Efrén Reyes, Departamento de Ambiente, calle 12 de Noviembre N° 270 y calle Luis A. Martínez, Baños, Ecuador

³ Fundación Ecominga-Red de Protección de Bosques Amenazados, Baños, Ecuador

*Autor por correspondencia, carolina.reyes@ambiente.gob.ec

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, PhD.(c)

Recibido/Received: 2015/04/07. Aceptado/Accepted: 2015/05/12

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01

Remarkable altitudinal range extension of *Eira barbara* Tayra (Mammalia: Mustelidae)

Abstract

Eira barbara Tayra has been reported across its geographic range from elevations between 0–2400 m, being rare above 1200 m. We report four records of *E. barbara* above 2600 m, obtained by using camera trapping. These records come from Reserva Natural Chamanapamba and Bosque Protector Cerro Candelaria, both located on the province of Tungurahua, eastern slopes of the Andes of Ecuador.

Keywords: Carnivora, Mustelidae, *Eira barbara*, Tayra, Candelaria, Chamanapamba, Tungurahua, camera trapping, distribution, elevation.

Resumen

Eira barbara Cabeza de Mate se ha reportado a lo largo de su rango geográfico a elevaciones entre 0–2400 m, siendo raro sobre 1200 m. Reportamos cuatro registros de *E. barbara* sobre los 2600 m, obtenidos por medio de trampas cámaras. Los registros vienen de la Reserva Natural Chamanapamba y del Bosque Protector Cerro Candelaria, ambos localizados en la provincia de Tungurahua, estribaciones orientales de los Andes de Ecuador

Palabras clave: Carnivora, Mustelidae, *Eira barbara*, Cabeza de Mate, Candelaria, Chamanapamba, distribución, elevación, trampas cámara.

Eira barbara Cabeza de Mate o Tayra es un mamífero carnívoro perteneciente a la familia Mustelidae [1]. Habita desde el centro de México a lo largo de Centroamérica hasta el norte de Argentina, con un rango altitudinal reportado entre 0 y 2400 m de altitud, pero considerada rara sobre los 1200 metros de elevación [2–4]. En Ecuador, *E. barbara* habita los bosques de tierras bajas y piemontanos occidentales y orientales, entre los 0 y 1550 m [5–6], con un registro a 2100 metros de elevación [7]. En esta publicación presentamos nuevos registros de *E. barbara* que extienden notablemente el límite superior del rango altitudinal de la especie.

Instalamos ocho estaciones de muestreo con trampas cámara en la Reserva Natural Chamanapamba y seis en el Bosque Protector Cerro La Candelaria. Estas dos áreas de conservación están ubicadas en la provincia de

Tungurahua, Ecuador, en la cuenca alta del río Pastaza en las estribaciones orientales de los Andes limitando con el Parque Nacional Sangay (Fig. 1). Las estaciones de muestreo estuvieron separadas en diferentes laderas dentro de las zonas de conservación, con trampas cámara ubicadas en transectos de 500 m, una al inicio y otra al final. Las trampas cámara se situaron a 50 cm del suelo, en áreas previamente limpiadas para evitar fotos fantasmas, y trabajaron 24 horas/día durante 20 días/mes. Los registros aquí reportados se basan en fotografías y videos obtenidos con trampas-cámara Bushnell® 8MP Trophy Cam Estándar. Las coordenadas geográficas y elevación de cada estación se obtuvieron por medio de un GPS Garmin® 60CSx.

Entre diciembre 2011 y marzo 2012 obtuvimos fotografías de *Eira barbara* en cuatro estaciones de muestreo

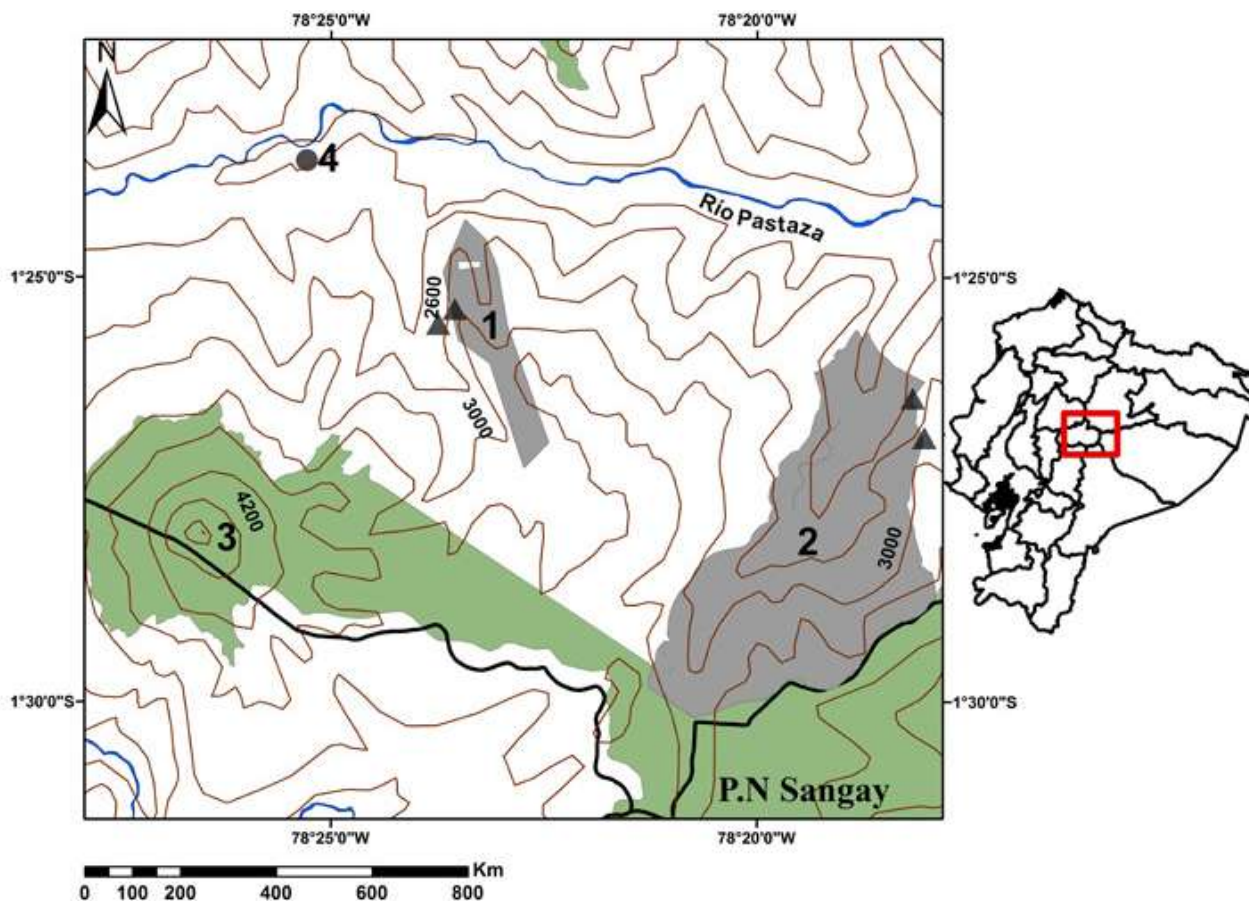


Figura 1. Localidades de *Eira barbara* en Ecuador que amplían su rango altitudinal sobre los 2600 m, los triángulos representan las estaciones de trampas cámara en: 1) Reserva Natural Chamanapamba; 2) Bosque Protector Cerro La Candelaria. Puntos de referencia: 3) Volcán Tungurahua; 4) Baños de Agua Santa.

ubicadas en los bosques nublados de la Reserva Natural Chamanapamba (estaciones T.T.7 y T.T.8) y del Bosque Protector Cerro La Candelaria (estaciones T.6 y T.10) ubicadas entre 2665 y 3100 m de altitud (Tabla 1). Todos estos registros incrementan el rango altitudinal conocido para la especie. En particular, el registro dentro del bosque nublado de la Reserva Natural Chamanapamba que alcanza los 3100 metros de elevación.

Tanto la Reserva Natural Chamanapamba y el Bosque Protector Cerro La Candelaria constituyen amplios remanentes boscosos en buen estado de conservación, caracterizados por la presencia de árboles de *Podocarpus*, *Myrcianthes*, *Clusia*, gran cantidad de bromelias y Bryophytes. Su accidentada geografía con vertientes agrestes y pendientes de aproximadamente 85° , hacen de estas reservas áreas de refugio, paso y amortiguamiento para la mastofauna de la zona [8-9], que podría provenir del Parque Nacional Sangay. Del total de fotografías de mamíferos obtenidas, los registros de *E. barbara* representaron 1,2% en la Reserva Natural Chamanapamba y 22% en el Bosque Protector Cerro La Candelaria.

No se ha documentado ampliamente los hábitos ecológicos de la especie, sin embargo, se presume que estos individuos realizan grandes desplazamientos en busca de recursos [3], habiéndose definido un área de vida de 530 ha. y estableciendo la utilización de varios tipos de hábitat disponibles para la especie [10]. Esta premisa permitiría suponer que *E. barbara* utiliza diferentes rutas en las zona de estudio como accesos a áreas con mayor disponibilidad de recursos, que corresponderían al Parque Nacional Sangay.

Durante las salidas de campo fue posible evidenciar los hábitos arborícolas y esquivos de la especie, observando a un individuo descender rápidamente de un árbol, al advertir la cercanía de personas (G. Ríos-Alvear, obs. pers.). *Eira barbara* exhibió comportamientos curiosos hacia las trampas cámara, destruyendo una de ellas. Se pudo identificar al agresor al revisar los videos, donde se observa como un individuo de *E. barbara* olfatea la cámara, muerde el lente y finalmente rasguña al sensor hasta romperlo por completo (Fig. 7).

Existe un espécimen de *E. barbara* depositado en el

Tabla 1. Registros de Eira barbara sobre los 2600 metros de elevación

Localidad	Reserva	Coordenadas	Altitud (m)	Cámara	Fecha	Hora	Fig.
		1°26'25.46"S; 78°18'10.50"O	2708	T.6	26/01/2012	16:30	Fig. 4
					16/12/2011	13:59	
					17/12/2011	14:57	
					21/12/2011	16:11	
					04/01/2012	12:16	
Tungurahua, Baños, Río Verde, El Placer, Cerro Candelaria	Bosque Protector Cerro la Candelaria	1°26'53.49"S; 78°18'2.32"O	2766	T.10	20/01/2012	13:17	Fig. 5
					02/02/2012	12:18	
					20/02/2012	9:49	
					21/02/2012	15:43	
					25/02/2012	18:19	
					05/03/2012	13:03	
					12/03/2012	16:59	Fig. 6
					13/03/2012	9:47	
Tungurahua, Baños, Ulba, Chamanapamba	Reserva Natural Chamanapamba	1°25'22.62"S; 78°23'32.95"O	2665	T.T.8	09/12/2011	9:39	
					26/02/2012	11:38	Fig. 3
		1°25'33.17"S; 78°23'44.60"O	3100	T.T.7	01/10/2011	6:58	Fig. 2

Field Museum de Chicago (FMNH 70767) colectado en el Río Balcones, municipio de Guasca, departamento de Cundinamarca, Colombia, por Phillip Hershkovitz a 2750 metros de elevación, el 29 de mayo de 1952. Este registro y la información del presente estudio sugieren que *E. barbara* habita sobre los 2500 metros de elevación al menos en Colombia y Ecuador, y que los estudios sobre su distribución no han sido exhaustivos. La utilización de nuevas metodologías como el fototrampeo

pueden arrojar nueva información geográfica y comportamental de la especie. Consideramos necesario el monitoreo continuo con trampas cámara en rangos altitudinales superiores a los 2500 m para evaluar las poblaciones de *E. barbara* y sus patrones de desplazamiento.

Agradecimientos

Este estudio se realizó como parte de una investigación para la identificación de áreas prioritarias para la conservación del Tapir de Montaña *Tapirus pinchaque* y del Oso Andino *Tremarctos ornatus*, dentro del Proyecto de Conservación del Tapir de Montaña en la vertientes centrales del Corredor Llanganates-Sangay (PCTA), e iniciativas de conservación de la Fundación Oscar Efrén Reyes y la Fundación Ecominga. Por el apoyo en las salidas de campo y por su interés en la realización de proyectos de conservación, agradecemos especialmente a los guardaparques de Fundación Ecominga: Jesús, Fausto, Santiago y Luis Recalde; y a Manuel Chapungal por la ayuda brindada en campo dentro de la Reserva Natural Chamanapamba. Agradecemos también a dos revisores externos quienes aportaron con importantes sugerencias para el manuscrito.



Figura 7. Cámara trampa destruida por Eira barbara en la estación T.10 del Bosque Protector Cerro La Candelaria, Tungurahua, Ecuador.



Figura 2. Registro de *Eira barbara* a 3100 metros de elevación en la estación T.T.7 de la Reserva Natural Chamanapamba, Tungurahua, Ecuador.



Figura 3. Registro de *Eira barbara* a 2665 metros de elevación en la estación T.T.8 de la Reserva Natural Chamanapamba, Tungurahua, Ecuador.



Figura 4. Registro de *Eira barbara* a 2708 metros de elevación en la estación T.6 del Bosque Protector Cerro La Candelaria, Tungurahua, Ecuador.



Figura 5. Registro de *Eira barbara* a 2766 metros de elevación en la estación T.10 del Bosque Protector Cerro La Candelaria, Tungurahua, Ecuador.



Figura 6. Registro de *Eira barbara* a 2766 metros de elevación en la estación T.10 del Bosque Protector Cerro La Candelaria, Tungurahua, Ecuador.

Referencias Bibliográficas

- [1] Wilson, D. E.; Reeder, D. M. (eds.). 2005. “*Mammal species of the World, a taxonomic and geographic reference*”. 3ra Edición. Smithsonian Institution Press. American Society of Mammalogists. Washington D.C.
- [2] Emmons, L. H.; Freer, F. 1990. “*Neotropical rainforest mammals: a field guide*”. University of Chicago Press, Illinois.
- [3] Presley, S. J. 2000. “*Eira barbara*”. *Mammalian Species*, 636: 1–6.
- [4] Eisenberg, J. F. 1989. “*Mammals of the Neotropics: the northern Neotropics, Panama, Colombia, Venezuela, Guyana, Suriname, French Guiana*”. The University of Chicago Press: Illinois, EE.UU.
- [5] Tirira, D. G. 2007. “*Mamíferos del Ecuador. Guía de campo*”. Publicación Especial de los Mamíferos del Ecuador 6, Ediciones Murciélago Blanco: Quito, Ecuador.
- [6] Tirira, D. G. 2014. “*Mamíferos del Ecuador: diversidad*”. Versión 4. Enlace: www.mamiferosdelecuador.com. Grupo Murciélago Blanco: Quito, Ecuador. Fecha de consulta: 02 abril 2015.
- [7] Dobbs, R.C.; Martin, P.R.; Kuehn, M.J. 2001. “On the nest, eggs, nestlings, and parental care of the Scaled Antpitta (*Grallaria guatemalensis*)”. *Ornitología Neotropical*, 12: 225–233.
- [8] Reyes-Puig, C.P.; Ríos-Alvear, G.D. 2013. “Monitoreo del tapir de montaña (*Tapirus pinchaque*) en el bosque nublado de la Reserva Natural Chamanapamba”. *Boletín Técnico 11, Serie Zoológica 8-9*: 74–90
- [9] Ríos-Alvear, G.D; Reyes-Puig, C.P. 2013. “Monitoreo del oso andino (*Tremarctos ornatus*) en tres áreas de bosque nublado en la cuenca alta del Pastaza”. *Boletín Técnico 11, Serie Zoológica 8-9*: 91–108

Catálogo de especímenes tipo del Herbario Nacional del Ecuador (QCNE), Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales

Diana Fernández-Fernández^{1*}, Efraín Freire M.¹, Marcia Peñafiel C.¹, Giovanna Romero¹, Fanny Tello^{1,2}
y Elsa Toapanta³

¹Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Instituto Nacional de Biodiversidad, Herbario Nacional QCNE, Av. Río Coca E6-115 e isla Fernandina. Casilla Postal 17-07-8976, Quito, Ecuador.

²Ministerio de Ambiente del Ecuador, calle Madrid 1159 y Andalucía, Código Postal: 170517, Quito, Ecuador.

³Universidad Tecnológica Equinoccial, calle Rumipamba s/n, entre Burgeois y Av. Atahualpa Casilla Postal 17-01-2764, Quito, Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, correo electrónico: fernandezdiana@yahoo.com

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, PhD(c)

Recibido/Received: 2015/02/23. Aceptado/Accepted: 2015/05/04.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Catalogue of type-specimens of the Herbario Nacional del Ecuador (QCNE), Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales

Abstract

The type-specimen collection of the Herbario Nacional del Ecuador (QCNE) preserves important vouchers from across Ecuador collected by Ecuadorian and foreign researchers. Types are of paramount importance to understand biodiversity because their designation is a requirement for the description of new species. We present a synopsis of the type-specimen collection and a catalogue of Ecuadorian primary types (holotypes, isotypes, neotypes and isoneotypes) held at the QCNE herbarium. In total, 1890 QCNE specimens are designated as nomenclatural types, including 206 holotypes, 632 isotypes, two neotypes and isoneotypes, eight clonotypes, and 1040 paratypes of 828 species, 13 subspecies, six varieties, and one form in 101 families and 296 genera. The catalogue of primary types includes 786 specimens, of which 763 are Angiosperms, 21 Pteridophytes and two Bryophytes, 50,38 % of them endemic to Ecuador.

Keywords. Herbarium, holotypes, isoneotypes, isotypes, neotypes, nomenclatural types, primary types, QCNE, Quito, taxonomy.

Resumen

La colección de especímenes tipo del Herbario Nacional del Ecuador (QCNE) preserva importantes ejemplares testigo procedentes de todo el Ecuador colectados por investigadores ecuatorianos y extranjeros. Los tipos son de gran importancia para entender la biodiversidad porque su designación es un requisito para la descripción de nuevas especies. Presentamos una sinopsis de la colección de especímenes tipo y un catálogo de los tipos primarios ecuatorianos (holotipos, isotipos, neotipos e isoneotipos) depositados en el herbario QCNE. En total, 1890 especímenes QCNE están designados como tipos nomenclaturales, incluyendo 206 holotipos, 632 isotipos, dos neotipos e isoneotipos, ocho clonotipos, y 1040 paratipos de 828 especies, 13 subespecies, seis variedades y una forma en 101 familias y 296 géneros. El catálogo de tipos primarios incluye 786 especímenes, de los cuales 763 son Angiospermas, 21 Pteridofitas y dos Briofitas; 50,38 % de ellos endémicos del Ecuador.

Palabras Clave. Herbario, holotipos, isoneotipos, isotipos, neotipos, tipos nomenclaturales, tipos primarios, QCNE, Quito, taxonomía.

Introducción

Los tipos nomenclaturales son especímenes testigo preservados que constituyen el “elemento al cual el nombre de un taxón está permanentemente vinculado” [1] y que han servido para la descripción de nuevas especies. Gracias al apoyo de la Iniciativa Global de Plantas (GPI, por sus siglas en inglés), en los últimos años se acele-

ró notablemente el procesamiento de especímenes tipo depositados en herbarios alrededor del mundo. Actualmente, es posible acceder a la información de estos especímenes a través de una base de datos de imágenes de alta resolución y datos asociados alojada en la plataforma del consorcio *JSTOR/Global Plants* [2]. Más de 300 herbarios que conforman el GPI, y otras instituciones de manera particular [3-8], se han esforzado en divulgar el

contenido de sus colecciones. Sin embargo, la información disponible aún es limitada, y la información de importantes colecciones no está publicada. Varios centros de acopio de especímenes vegetales adolecen de problemas curatoriales y de manejo, o carecen de acceso a las publicaciones originales, desconociendo los ejemplares designados como tipos nomenclaturales.

La Flora del Ecuador incluye 18198 especies de plantas vasculares [9] y 1663 de plantas no vasculares [10, 11], de las cuales, aproximadamente 5400 son consideradas endémicas del país [9-12]. El Herbario Nacional del Ecuador (abreviación internacional QCNE [13]) fue creado en 1977 como el departamento de Botánica del Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales (MECN) [14]. La misión del QCNE es impulsar la investigación botánica en Ecuador mediante la custodia, conservación y enriquecimiento del principal repositorio botánico del país. Se compone de 237000 pliegos de herbario de plantas vasculares, no vasculares, hongos y líquenes provenientes de las cuatro regiones naturales del Ecuador: Costa, Sierra, Amazonía y Galápagos, siendo la Amazonía la mejor representada. Los especímenes tipo nomenclaturales de algunos de los nombres de las especies de la flora ecuatoriana se encuentran conservados en el herbario QCNE. En total, el QCNE resguarda más de 1800 especímenes tipo.

El objetivo del presente trabajo es divulgar a la comunidad científica el contenido y características de la colección de especímenes tipo del Herbario Nacional del Ecuador (QCNE). Se presenta una sinopsis de todos los ejemplares y un catálogo con información de los especímenes tipo primarios (holotipos, isotipos, neotipos e isoneotipos) ecuatorianos.

Materiales y Métodos

El presente trabajo está basado en la información almacenada en la base de datos de la colección de especímenes tipo del herbario QCNE. Esta información está actualizada hasta mayo del 2014 y su formato está de acuerdo a las normas del manual del *JSTOR Plants Handbook* [15]. Se revisó varias fuentes de información como bibliotecas en línea, incluyendo *Biodiversity Heritage Library* (BHL) [16], *Botanicus Digital Library* [17], *BioOne Research Evolved* [18] y publicaciones impresas como la serie *Flora of Ecuador*. La sinopsis de la colección de especímenes tipo organiza y clasifica todos los registros de acuerdo a la categoría del tipo y su rango taxonómico, se mencionan las familias y géneros más representativos, los países y provincias de Ecuador de donde proceden, y se indica los colectores que más han contribuido al enriquecimiento de esta colección. El catálogo de tipos primarios ecuatorianos está organizado alfabéticamente por familias, géneros y especies dentro de grupos taxonómicos superiores, las Pteridofitas siguen al Catálogo de Plantas Vasculares de Ecuador y sus suplementos [9, 19, 20], las Angiospermas a APG III [21] y las Briofitas al *Checklist of the Mosses*

of the Tropical Andean Countries [22]. Para cada espécimen tipo primario se presenta información del nombre científico de acuerdo al *International Plant Names Index* (IPNI) [23], la referencia de la publicación original tomada de Tropicos®, la base de datos botánica del Missouri Botanical Garden [24], la información de la localidad, la fecha de colecta, el colector y el número de colección tal y como aparece en la etiqueta del ejemplar de herbario; además, se incluye la categoría del tipo, el número de código de barras del pliego de herbario, la información del nombre aceptado según Tropicos® y el nivel de endemismo de acuerdo al Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Ecuador [12]. Las abreviaturas de las publicaciones y los nombres de los colectores se estandarizaron de acuerdo al *Index of Botanical Databases from Harvard University Herbaria & Libraries* [25].

Los siguientes términos son utilizados a lo largo de esta publicación y siguen las definiciones propuestas por el Código Internacional de Nomenclatura para algas, hongos y plantas (Código de Melbourne, CIN), adoptado por el XVIII Congreso Internacional de Botánica de julio de 2011 [1]:

Basónimo: Nombre legítimo, previamente publicado, en el cual se basa una combinación nueva o un nombre en rango nuevo. El basónimo proporciona el epítelo final. Nombre o tema de la combinación nueva o del nombre en rango nuevo (CIN [1] Art. 6.10).

Clonotipo. Material preservado a partir de la misma planta viva, de la cual se preparó el holotipo. El término clonotipo es frecuente en orquídeas y otras plantas cultivadas en jardines botánicos y colecciones privadas. (Concepto no designado en el CIN).

Ejemplar. Recolección, o parte de una recolección, efectuada a un mismo tiempo, de una única especie o de un único taxón infraespecífico, sin tomar en consideración mezclas. Un ejemplar está montado sea en una única preparación, sea en más de una preparación, con cada parte claramente etiquetada como perteneciente a un mismo ejemplar (CIN [1] Art. 8.2 y Art. 8.3).

Holotipo. Único elemento -ejemplar o ilustración- usado por el autor o designado por él como tipo nomenclatural (CIN [1] Art. 9.1).

Isonotipo. Ejemplar duplicado de un neotipo (CIN [1] Rec. 9C).

Isotipo. Ejemplar duplicado del holotipo (CIN [1] Art. 9.4).

Neotipo. Ejemplar o ilustración seleccionados para servir de tipo nomenclatural cuando no exista material original o mientras falte (CIN [1] Art. 9.7).

Paratipo. Cualquier ejemplar citado en el protólogo que no sea ni el holotipo ni un isotipo, ni tampoco uno de los sintipos cuando en el protólogo dos o más ejemplares se designaron simultáneamente como tipos (CIN [1] Art. 9.6).

Tipo nomenclatural. Aquel elemento al cual el nombre de un taxón está permanentemente vinculado (CIN [1] Art. 7.2).

Resultados y Discusión

Sinopsis

La colección de tipos del herbario QCNE incluye a 1890 especímenes, de los cuales 206 son holotipos, 632 isotipos, dos neotipos e isoneotipos, ocho clonotipos y 1040 paratipos de 828 especies, 13 subespecies, seis variedades y una forma, que representan a 101 familias y 296 géneros. Del total, 1856 especímenes son Angiospermas, 31 Pteridofitas y tres Briofitas. El número más alto de especímenes tipo corresponde a la familia Rubiaceae con el 17 %, seguida de Orchidaceae 13 %, Lauraceae 7 %, Araceae 6 % y Bromeliaceae 5 % (Figura 1). La cantidad de especímenes tipo tiene una relación directa con las familias con mayor riqueza de especies en nuestro país, como sucede con Orchidaceae, Asteraceae, Melastomataceae, Rubiaceae, Bromeliaceae y Araceae [19].

Las características de la colección de especímenes tipo del herbario QCNE se relacionan con los patrones de riqueza, diversidad, distribución y composición florística determinados para el Ecuador en diferentes estudios. Se conoce que la región Andina con 9865 especies (64,4 % del total) tiene la mayor riqueza en comparación con la región de la Costa que registra 4463 (29,2 %), la región Amazónica 5000 especies (35 %), y Galápagos que cuenta con 699 especies (4,6 %) [19, 26]. De igual forma, la mayor concentración de especies endémicas se encuentra en los Andes con el 68 %, el litoral con 18 %, la Amazonía 12 % y Galápagos con un 4 % [12]. El Sistema de Clasificación de Ecosistemas del Ecuador Continental [26], determina 91 tipos de ecosistemas para el Ecuador, distribuidos en 24 para el Litoral, 45 en los Andes y 22 en la Amazonía. El 78 % de las plantas endémicas del Ecuador están amenazadas en algún grado, desde el año 2000 en que se publica la primera evaluación de las plantas endémicas al 2010, se ha incrementado el número de especies endémicas amenazadas, e.g., en el año 2000 se conocían 838 especies “En Peligro”, para el año 2010 aumentó a 1071 especies evaluadas en esta categoría. Cerca de 60 especies de plantas podrían estar extintas, muchas de ellas no han sido registradas en mucho tiempo, las áreas donde fueron colectadas ya no existen y solamente se las conoce por sus colecciones tipo depositadas en su mayoría en los herbarios del extranjero [12].

Los géneros con mayor cantidad de especímenes tipo depositados en el herbario QCNE son *Philodendron* (Araceae) con el 6 %, *Macrocarpaea* (Gentianaceae) y *Epidendrum* (Orchidaceae) con 4 %, *Rudgea* y *Coussarea* (Rubiaceae) con el 3 % (Figura 2), que pertenecen a las familias más abundantes en nuestro país [19].

El herbario QCNE conserva 396 especímenes tipo de plantas endémicas del Ecuador, dado el ritmo acelerado

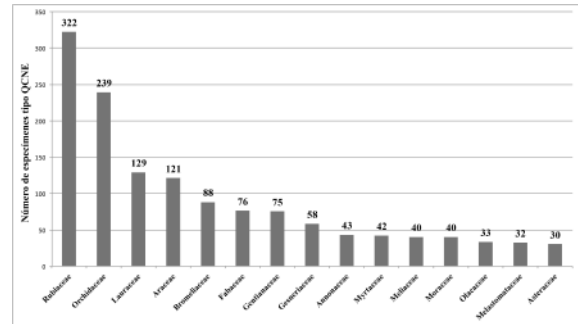


Figura 1: Familias más representativas en la colección de especímenes tipo del Herbario Nacional del Ecuador QCNE. Se presenta solamente las familias con más de 30 especímenes tipo.

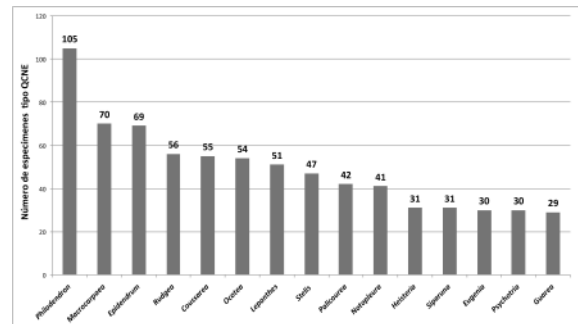


Figura 2: Géneros más representativos en la colección de especímenes tipo del Herbario Nacional del Ecuador QCNE. Se presenta los géneros con más de 29 especímenes tipo.

de destrucción de los bosques, y con apenas el 28 % del total de endémicas protegidas dentro del Sistema Nacional de Áreas Protegidas (SNAP), en un corto o mediano plazo, serán los especímenes tipo los únicos testigos de la existencia de esas especies.

El 98,8 % de los especímenes tipo del herbario QCNE proviene del Ecuador, siendo el resto de Colombia, Perú, Venezuela y otros países de América (Tabla 1). La diversidad y cantidad de las colecciones de los herbarios depende en parte de la dinámica de los préstamos, intercambios y donaciones de duplicados entre instituciones nacionales e internacionales, especialmente entre los herbarios en donde se encuentran los especialistas de los diferentes grupos de plantas. Estas actividades también permiten conocer de cerca la flora regional o mundial y asegura que los especímenes, especialmente los tipos, se conserven frente a posibles catástrofes o accidentes que pueden sufrir los repositorios.

El QCNE preserva especímenes tipo colectados en todas las provincias del Ecuador. Las provincias con mayor representatividad son Napo, Zamora-Chinchiipe, Esmeraldas, Morona-Santiago, Loja, Pichincha y Carchi, con más de 100 registros cada una (Figura 3), estas coinciden con las provincias de mayor riqueza florística, así: Napo con 5886 especies (38,5 %), Pichincha 4759 (31,1 %), Morona-Santiago 3353 (21,9 %), Loja 3039 (19,9 %), Carchi 2911 (19,1 %), Zamora-Chinchiipe 2715 (17,7 %), y Esmeraldas con 2333 especies (15,2 %) [19]. La cantidad de especímenes tipo que se registra en cada provincia puede estar relacionado además de los factores

País	Nº de especímenes tipo
Ecuador	1867
Colombia	6
Perú	5
Venezuela	5
Bolivia	1
Brasil	1
Costa Rica	1
Estados Unidos	1
Guatemala	1
México	1
Estados Unidos	1
Total	1890

Tabla 1: Países representados en la colección de especímenes tipo del Herbario Nacional del Ecuador QCNE.

Colectores	Nº de especímenes tipo
Walter A. Palacios	248
David A. Neill	152
Carlyle A. Luer	119
Thomas B. Croat	101
John L. Clark	100
Henk van der Werff	83
Carlos E. Cerón	80
Calaway H. Dodson	70
José M. Manzanares	50
Eric Hágsater	38
Fernando Hurtado	34
Jens E. Madsen	28
Daniel Rubio	28
Alwing H. Gentry	27
Benjamin Øllgaard	27
Peter M. Jørgensen	26
Terence D. Pennington	26
Jason R. Grant	24
Galo Tipaz	24
Carlos Aulestia	23

Tabla 2: Principales colectores que han contribuido al enriquecimiento de la colección de tipos del Herbario Nacional del Ecuador QCNE. Se presenta los colectores con más de 23 especímenes tipo.

ambientales y geográficos, con el esfuerzo de colección, la accesibilidad, red vial y poblados cercanos.

Muchos botánicos han contribuido al enriquecimiento de la colección de especímenes tipo del herbario QCNE, entre ellos (de acuerdo al número de especímenes) se destacan los botánicos ecuatorianos Walter A. Palacios, Carlos E. Cerón, Fernando Hurtado, Daniel Rubio, Galo Tipaz y Carlos Aulestia y los botánicos extranjeros David A. Neill, Carlyle A. Luer, Thomas B. Croat, John L. Clark, Henk van der Werff, Calaway H. Dodson, José M. Manzanares, Eric Hágsater, Jens E. Madsen, Alwing H. Gentry, Benjamin Øllgaard, Peter M. Jørgensen, Terence D. Pennington y Jason R. Grant (Tabla 2).

Catálogo

A continuación se presenta la información detallada de los especímenes tipo primarios ecuatorianos depositados en el Herbario Nacional del Ecuador QCNE. Se in-

cluyen 786 especímenes de los cuales 763 son Angiospermas, 21 Pteridofitas y 2 Briofitas, y 396 (50,38 %) equivalen a especies endémicas del Ecuador.

BRIOFITAS

DICRANACEAE

Campylopus galapagensis J.-P. Frahm & Sipman, J. Bryol. 10: 61. f. 1. 1978. GALÁPAGOS: Santa Cruz. Mount Crocker. 15-abr-1976. S. R. Gradstein M17. **Isotipo.** QCNE232990. Nombre aceptado: *Campylopus pilifer* Brid. subsp. *galapagensis* (J.-P. Frahm & Sipman) J.-P. Frahm.

Holomitrium azuayensis M.J. Price, Novon 12: 241. f. 1. 2002. AZUAY: El Cajas National Recreation Park. 30 km W of Cuenca. In Polylophus woodlands on N facing slope of E-W valley to the N of Lake Toreadora. 16-sep-1995. M. J. Price 7. **Isotipo.** QCNE131057.

PTERIDOFITAS

ASPLENIACEAE

Asplenium palaciosii A. Rojas, Mét. Ecol. Sist. 3(1): 29-30, f. 1A, B. 2008. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritza. Río Nangaritza. Miazi, en la confluencia de los Ríos Chumbiriatza y Nangaritza. 9-dic-1990. W. A. Palacios y D. A. Neill 6686. **Isotipo.** QCNE33.

Asplenium sessilipinum A. Rojas, Mét. Ecol. Sist. 3(1): 30-31, f. 2A, B. 2008. NAPO: Cantón Archidona. Falda al sur del Volcán Sumaco. Sendero entre la comunidad El Pacto y el cerro Huahua Sumaco. 4-oct-1989. W. A. Palacios y D. A. Neill 4723. **Isotipo.** QCNE34.

BLECHNACEAE

Blechnum aequatoriense A. Rojas, Mét. Ecol. Sist. 3(Supl. 1): 9-10, f. 1a-c. 2008. PICHINCHA: Cantón Quito. Río Guajalito Reserve. 10 km W of Chiriboga; km 69 of old road Quito-Santo Domingo. 9-jul-1991. A. Fay y L. Fay 3204. **Isotipo.** QCNE62.

Blechnum rheophyticum R.C. Moran, Nordic J. Bot. 15: 52. 1995. CARCHI y ESMERALDAS: About 20 km past Lita on road Lita-Alto Tambo. 25-jun-1991. H. van der Werff, B. Gray y G. Tipaz 12014. **Isotipo.** QCNE63.

CYATHEACEAE

Cyathea amazonica R.C. Moran, Nordic J. Bot. 15: 53. 1995. NAPO: Upper Río Tiputini, ca. 2 canoe-hours from bridge on Coca-Auca-oilfield road. 21-jul-1991. B. Øllgaard y M. Blasco 99065. **Isotipo.** QCNE164.

Cyathea ars Lehnert, Phytotaxa 1: 48, f. 3-4. 2009. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritza. Cordillera de Nanguipa. Cerro Colorado. Ridge 8 km SSE of Nambija, 20 km ESE of Zamora. 20-feb-2002. C. J. Cole, T. Delinks y D. Neill 258. **Isotipo.** QCNE165.

Cyathea brevistipes R.C. Moran, Novon 1(2): 94, f. 6. 1991. LOJA: Parque Nacional Podocarpus, along road

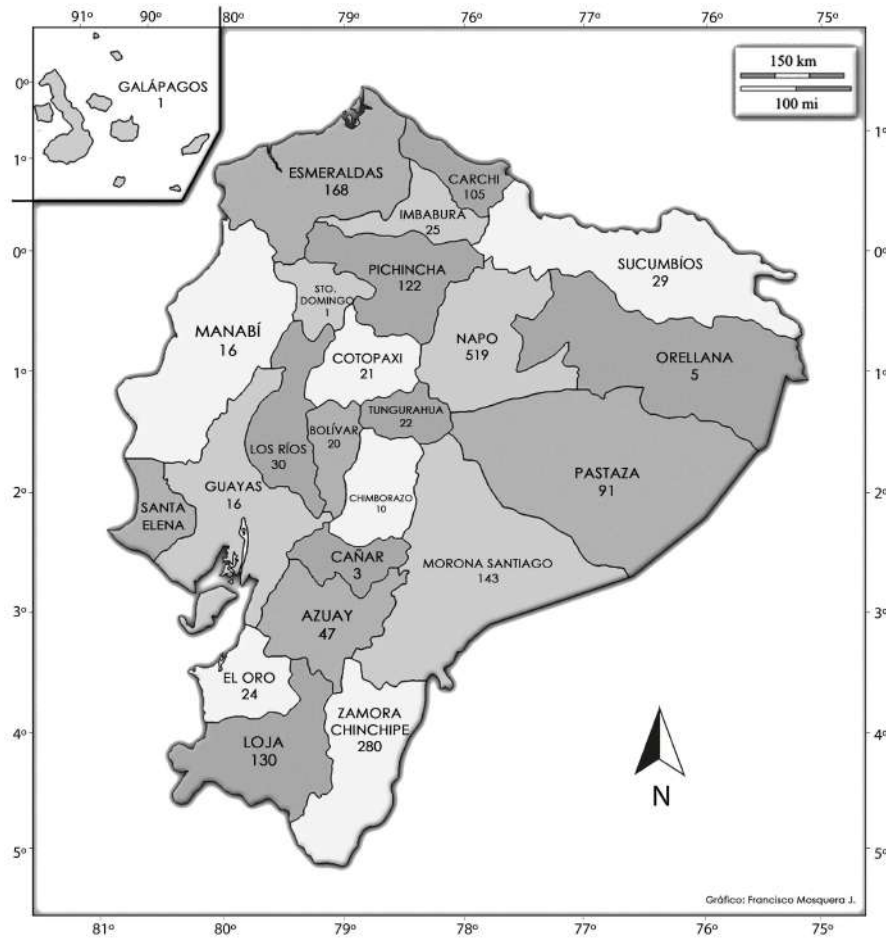


Figura 3: Mapa del Ecuador mostrando la representatividad de especímenes tipo en la colección del Herbario Nacional del Ecuador QCNE según las provincias.

from Yangana to radio towers on Cerro Toledo. 29-abr-1987. *H. van der Werff* y *W. A. Palacios* 9185. **Isotipo.** QCNE168.

Cyathea brucei **Lehnert**, *Organisms Divers. Evol.* 6: 321. 2006. ZAMORA CHINCHIPE: Campamento Miazi in forest and cliffs along Río Nangaritzá. 19-feb-1994. *H. van der Werff*, *B. Gray*, *E. Freire* y *M. Tirado* 13287. **Holotipo.** QCNE169.

Cyathea guentheriana **Lehnert**, *Phytotaxa* 1: 43-56. 2009. NAPO: Reserva Ecológica Antisana. Río Aliso, 8 km al suroeste de Cosanga. Afluente del río Aliso, margen derecha a 1 km. 12-nov-1998. *H. Vargas*, *E. Narváez* y *A. Freire* 2949. **Isotipo.** QCNE170.

Cyathea halonata **R.C. Moran & B. Øllg.**, *Nordic J. Bot.* 18: 431. 1999. PICHINCHA: Estación Biológica Río Guajalito, in Quebrada Las Palmeras, km 59 along road Chillogallo-Alluriquín. 30-nov-1991. *B. Øllgaard* 99946. **Isotipo.** QCNE171.

Cyathea hemiepiphytica **R.C. Moran**, *Nordic J. Bot.* 15: 56. 1995. ESMERALDAS: Road Lita-Alto Tambo, km 18. 13-ene-1991. *B. Øllgaard*, *J. Korning* y *K. Krogstrup* 98772. **Isotipo.** QCNE47930.

Cyathea palaciosii **R.C. Moran**, *Nordic J. Bot.* 15: 57. 1995. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritzá. Miazi. Detrás Campamento Militar. 21-oct-1991. *W. A. Palacios*, *I. Vargas*, *C. Galarza* y *J. Romero* 8578. **Isotipo.** QCNE172.

Cyathea punctata **R.C. Moran & B. Øllg.**, *Nordic J. Bot.* 18: 435. 1998. ESMERALDAS: Road Lita-Urbina (under construction), km 38.8. 12-ene-1991. *B. Øllgaard*, *J. Korning* y *K. Krogstrup* 98688. **Isotipo.** QCNE173.

Cyathea tortuosa **R.C. Moran**, *Novon* 1(2): 99, f. 8. 1991. NAPO: Cantón Tena. Jatun Sacha Biological Station. 8 km east of Misahuallí, south bank of Río Napo. 27-ene-1991. *R. C. Moran* y *C. R. Rohrbach* 5187. **Isotipo.** QCNE174.

Cyathea werffii **R.C. Moran**, *Novon* 1(2): 94, f. 5. 1991. MORONA SANTIAGO: Along new road Méndez-Morona, km 55-62. 23-ago-1989. *H. van der Werff* y *E. Gudiño* 11386. **Isotipo.** QCNE179.

DENNSTAEDTIACEAE

Saccoloma laxum **R.C. Moran & B. Øllg.**, *Nordic J. Bot.* 15(2): 184. 1995. ZAMORA CHINCHIPE: Miazi. Junction Río Chumbiriatza to Río Nangaritzá. 1-oct-

1991. *B. Øllgaard, B. Bergmann y M. Ruíz 99334. Isotipo.* QCNE183.

Saccoloma squamosum **R.C. Moran**, Novon 2(2): 134, f. 3. 1992. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritzza. Valle del Río Nangaritzza. Miazzi. Bosque sobre pendientes fuertes de roca caliza o de pizarra. 10-dic-1990. *W. A. Palacios 6721. Isotipo.* QCNE184.

DRYOPTERIDACEAE

Diplazium condorensis **L. Pacheco & A.R. Sm.**, Brittonia 58(4): 376-378, f. 1a-g. 2006. ZAMORA CHINCHIPE: Along road between Zumba and Vilcabamba, 74.5 km N of Zumba, 44.3 km S of Yangana. 28-jul-2004. *T. B. Croat 92522. Isotipo.* QCNE191.

Megalastrum falcatum **A. Rojas**, Mét. Ecol. Sist. (MES) 3(Supl. 1): 43-44, f. 3A, B. 2008. ZAMORA CHINCHIPE: Along road between Zumbi on Río Zamora and summit of Cordillera del Condor beyond Paquisha, 10.1 km beyond Río Nangaritzza Bridge, 29.1 km E of Zumbi. 16-jul-2004. *T. B. Croat, L. Hannon, G. Walther y T. J. Katan 91165. Isotipo* QCNE192.

LYCOPODIACEAE

Lycopodiella andicola **B. Øllg.**, Nordic J. Bot. 23(1): 42-45, f. 8a-b. 2004. ZAMORA CHINCHIPE: S of Zamora, at entrance to Guardería Bombuscaro. 13-mar-1993. *B. Øllgaard 100744. Isotipo.* QCNE121671.

POLYPODIACEAE

Polypodium fayorum **R.C. Moran & B. Øllg.**, Nordic J. Bot. 18(4): 437, f. 4. 1998. PICHINCHA: Cantón Quito. Río Guajalito Reserve. 10 km W of Chiriboga. km 59 of old road Quito-Santo Domingo. 6-jul-1991. *A. Fay 3054. Isotipo.* QCNE657. Nombre aceptado: *Pleopeltis fayorum* (R.C. Moran & B. Øllg.) A.R. Sm. & Tejero.

WOODSIACEAE

Callipteris stolzei **L. Pacheco & R.C. Moran**, Brittonia 51(4): 381, f. 25. 1999. NAPO: Cantón Archidona. Carretera Hollín-Loreto. Río Huataraco. Dos horas a pie por bosque primario desde la aldea de Guagua Sumaco. 3-ago-1989. *C. E. Cerón y M. Factos 7436. Isotipo.* QCNE190.

ANGIOSPERMAS

ACANTHACEAE

Aphelandra neillii **Wassh.**, Nordic J. Bot. 16(4): 400. 1996. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritzza. Río Nangaritzza, Miazzi. 10-dic-1990. *D. A. Neill 9656. Isotipo.* QCNE1.

Carlowrightia ecuadoriana **T.F. Daniel & Wassh.**, Nordic J. Bot. 13(6): 653-656, f. 1a-e. 1993. GUAYAS: Guayaquil. Isla Puná, Vicinity of Concordia. 10-sep-1987. *J. E. Madsen 63958. Isotipo.* QCNE2. Endémica.

ANNONACEAE

Annona hystricoides **A. H. Gentry**, Phytologia 54(7): 475 (-476). 1984. LOS RÍOS: Vinces. Jauneche. 26-mar-1980. *C. H. Dodson y A. H. Gentry 9918. Isotipo.* QCNE3. Endémica.

Crematosperma awaense **Pirie**, Blumea 50(1): 45-47, f. 2. 2005. CARCHI: Maldonado. Parroquia Tobar Donoso. Reserva Etnica Awá. Sabalera. 22-nov-1992. *C. Aulestia, E. Aulestia y M. Guanga 842. Holotipo.* QCNE72776.

Crematosperma napoense **Pirie**, Blumea 50(1): 54-56, f. 7. 2005. NAPO: Cantón Archidona. Faldas al sur del Volcán Sumaco. Carretera Hollín-Loreto, km 50. Comuna Huahua Sumaco. 3-may-1989. *A. Alvarado 267. Isotipo.* QCNE82279.

Crematosperma stenophyllum **Pirie**, Blumea 50(1): 56-58, f. 8. 2005. PICHINCHA: "Tinalandia", km. 112 on the road to Santo Domingo de los Colorados from Quito. 15-ene-1984. *S. Knapp y J. Mallet 6159. Holotipo.* QCNE4139.

Guatteria duodecima **Maas & Westra**, Blumea 53: 483, f. 6. 2008. PASTAZA: Pastaza. Pozo petrolero "Ramírez". 20 km al sur de la población de Curaray. 12-feb-1990. *V. Zak y S. Espinoza 4811. Isotipo.* QCNE4.

Mosannonia pacifica **Chatrou**, Syst. Stud. Neotrop. W. Afric. Annonaceae. 170-171, f. 8, t. 4C 1998. ESMERALDAS: Cantón Quinindé. The Mache-Chindul Ecological Reserve. 22-mar-1997. *J. L. Clark 4107. Holotipo* QCNE6. *Isotipo* QCNE5.

Mosannonia papillosa **Chatrou**, Syst. Stud. Neotrop. W. Afric. Annonaceae 171, 173-175, f. 9. 1998. NAPO: Estación Experimental INIAP-Napo, San Carlos, 8 Km, al S. de los Sachas. 8-sep-1986. *W. A. Palacios y D. A. Neill 1185. Holotipo.* QCNE7.

Porcelia mediocris **N.A. Murray**, Syst. Bot. 40: 102, f. 31m. 1993. NAPO: Cantón Archidona. South slopes of Volcán Sumaco. 5 km east of Huamaní. Ridge above west side of valley of Río Pucuno, new road to Galearas under construction. 19-oct-1989. *D. A. Neill y W. A. Palacios 9103. Isotipo.* QCNE8.

Rollinia helosoides **Maas & Westra**, Proc. Kon. Ned. Akad. Wetensch., C 92(3): 305, f. 8. 1989. NAPO: Reserva Biológica 'Jatun Sacha'. Río Napo 8 km, río abajo de Misahuallí, margen derecha. 2-oct-1986. *W. A. Palacios 1295. Isotipo.* QCNE9. Nombre aceptado: *Annona helosoides* (Maas & Westra) H. Rainer.

Tetrameranthus globuliferus **Westra**, Proc. Kon. Ned. Akad. Wetensch., C 91(3): 262-264, f. 20-22. 1988. NAPO: Rain forest on well drained hilly ground in the Parque Nacional Yasuni. 30-may-1982. *Lawesson et al. SEF 8779. Isotipo.* QCNE10. Endémica.

Trigynaea triplinervis **D.M. Johnson & N.A. Murray**, Brittonia 47(3): 283-285, f. 13, 16E-I. 1995. NAPO: Estación Experimental INIAP-San Carlos, 5 km al SE de

Los Sachas, 20-feb-1986. W. A. Palacios, D. A. Neill y J. Zaruma 1021. **Isotipo**. QCNE11. Endémica.

Unonopsis onychopetaloides Maas & Westra, Blumea 52(3): 504-506, f. 27, map 15. 2007. ESMERALDAS: San Lorenzo. Reserva Etnica Awá. Parroquia Ricaurte. Centro Pambilar. 21-ene-1993. C. Aulestia y M. Aulestia 1011. **Isotipo**. QCNE12.

APOCYNACEAE

Aspidosperma jaunechense A.H. Gentry, Phytologia 47(2): 98-99. 1980. LOS RÍOS: Vincés. Jauneche. Jauneche forest, Km 70 on the Quevedo-Palénque road, vía Mocachi. 26-mar-1980. C. H. Dodson y A. H. Gentry 9920. **Isotipo**. QCNE13.

Lachnostoma ecuadorensis Morillo, Pittieria 37: 113, f. 6, 7. 2013. LOJA: Carretera entre Yangana y Valladolid 5-oct-2002. J. Homeier, S-W. Breckle, S. G. Gradsstein y N. Nöske 1174. **Holotipo**. QCNE177346.

Lachnostoma vanderwerffii Morillo, Pittieria 37: 114, f. 8, 9. 2013. CARCHI: Near Maldonado, in pastures with scattered trees and along a few wooded streams, 29-jul-1989. H. van der Werff y E. Gudiño 10751. **Holotipo**. QCNE11496.

Lacmellea macrantha J.F. Morales, Revista Brasil. Bot. 30(2): 208-209, f. 2a-g. 2007. NAPO: Tena. Río Napo, 8 Km debajo de Puerto Misahuallí. Reserva Biológica Jatun Sacha. 25-ene-1986. W. A. Palacios y D. A. Neill 973. **Holotipo**. QCNE14.

Mandevilla aequatorialis J.F. Morales, J. Bot. Res. Inst. Texas 1(2): 853-855, f. 1. 2007. IMBABURA: Cantón Cotacachi. Parroquia Plaza Gutiérrez. Tabla Chupa, arriba de Apuela. 12-may-1992. G. Tipaz, E. Gudiño y B. Cuamacás 976. **Isotipo**. QCNE63931.

Matelea porphyrocephala Morillo, Ernstia, ser. 2 2(3-4): 68. 1992. TUNGURAHUA: Baños-Mera road, ca 30 km from Mera. 27-mar-1983. J. Lawesson, T. Læssøe y P. M. Jørgensen 43299. **Isotipo**. QCNE32. Endémica.

Peltastes venustus J.F. Morales, Candollea 60(2): 307, f. 16. 2005. NAPO: Cantón Archidona. Parque Nacional Napo-Galeras. Cordillera de Galeras. Sendero a Santa Rosa de Arapino. 18-mar-1997. A. Alvarez, A. Pohla, P. Cerda y B. Shiguango 1681. **Holotipo**. QCNE15.

Prestonia amabilis J.F. Morales, Sida 21(1): 161, f. 1. 2004. PASTAZA: Hacienda San Antonio de Barón von Humboldt, 2 Km al NE de Mera. 27-feb-1985. D. A. Neill, M. Baker, W. A. Palacios y J. Zaruma 5975. **Isotipo**. QCNE16.

ARACEAE

Anthurium alluriquinense Croat, Aroideana 31: 25-28, f. 1a-d. 2008. PICHINCHA: Along old road from Santo Domingo de los Colorados to Quito vía Chiriboga and San Juan, 10.9 km NE of La Unión and Río Pilátón, 17-mar-2006. T. B. Croat, C. Davidson y S. Davidson 95987. **Isotipo**. QCNE17.

Anthurium bogneri Croat, Willdenowia 40: 125, 1C. 2010. ZAMORA CHINCHIPE: Along road from Los Encuentros to El Sarsa, Cordillera del Cóndor, 14.4 Km SE of Los Encuentros. 26-may-2003. T. B. Croat y M. Menke 89485. **Isotipo**. QCNE189128.

Anthurium collettianum Croat, Willdenowia 40: 128, 2A-B. 2010. MORONA SANTIAGO: Along road between Santiago and Río Morona, between Yaupi and Morona, 26.7 Km east of Santiago. 11-sep-2002. T. B. Croat 87475. **Isotipo**. QCNE175754.

Anthurium jaramilloi Croat & J. Rodr., Aroideana 18: 80-83. 1995. PICHINCHA: Reserva Endesa, 9 Km N of Km. 113 on Quito-Pto. Quito Highway, 15-jul-1986, T. B. Croat y B. J. Rodríguez 61465. **Isotipo**. QCNE18. Endémica.

Anthurium jimense Croat, Aroideana 18: 83-87. 1995. PICHINCHA: Reserva Endesa, 9 Km N of Km. 113 on Quito-Pto. Quito Highway, 15-jul-1986. T. B. Croat y B. J. Rodríguez 61464. **Isotipo**. QCNE19. Endémica.

Anthurium macdanielii Croat, Willdenowia 35: 352-355, f. 4a-d. 2005. NAPO: Cantón Orellana. Along road between Coca (Pto. Francisco de Orellana) and E to Yuca, 7.5 km E of junction with Coca-Río Tigüino Road. (departing main road 14.2 km S of bridge over Río Napo (center), 29-feb-1992. T. B. Croat 72547. **Isotipo**. QCNE86007.

Anthurium nangaritense Croat, Willdenowia 40(1): 131 (fig. 2D). 2010. ZAMORA CHINCHIPE: Nangaritza. Cordillera del Cóndor. Parroquia Zurmi. vicinía Las Orquideas, forest near Cabañas Yancuam, ca. 3 km S of Las Orquideas, slopes W of Río Nangaritza, 17-abr-2006. T. B. Croat 97133. **Isotipo**. QCNE20.

Anthurium nigropunctatum Croat & J. Rodr., Aroideana 18: 101-104. 1995. PICHINCHA: Reserva Endesa, 9 km N of Km. 113 on Quito- Pto. Quito Highway, 15-jul-1986. T. B. Croat y B. J. Rodríguez 61457. **Isotipo**. QCNE21.

Anthurium obpyrifforme Leimbeck, Novon 12(4): 474-477, f. 1. 2002. LOJA: Podocarpus National Park. Along trail from Cajanuma Visitors Centre to Mirador. Wet montane forest, 29-oct-2000. R. M. Leimbeck, J. E. Madson y B. Windeballe 319. **Isotipo**. QCNE163295. Endémica.

Anthurium palacioanum Croat, Aroideana 30: 32-34, f. 3b. 2007. NAPO: Cantón El Chaco. Río Granadillo. Campamento de INECEL. "Codo Alto", 13-sep-1990. W. A. Palacios 5580. **Isotipo**. QCNE39329.

Anthurium patens Croat, Willdenowia 40: 131, f. 3A, B. 2010. PASTAZA: Vicinía of Shell, along Río Pindo, ca. 1.5 Km N of Shell, 5-may-2003. T. B. Croat, L. Hannon y M. Menke 88583. **Isotipo**. QCNE22.

Chlorospatha ilensis Madison, Selbyana 5(3-4): 355. 1981. LOS RIOS - PICHINCHA: Patricia Pilar to 24 de Mayo at km 12. Patricia Pilar is at km 45 on road from

Sto. Domingo to Quevedo, 6-feb-1979. *C. H. Dodson, A. H. Gentry y J. A. Duke 7547. Isotipo.* QCNE23. Endémica.

Philodendron atratum Croat, Aroideana 36E(1): 19-24, f. 1a-d. 2013. MORONA SANTIAGO. Along road between Palora and Yushin, departing main Palora-San Vicente de Tarqui Road, 8.7 Km NW of Palora, 3.4 Km S of Río Amundalo, 2.1 Km E on road to Yushin, 25-ago-2002. *T. B. Croat y L. Hannon 86951. Isotipo.* QCNE176352.

Philodendron dodsonii Croat & Grayum, Ann. Missouri Bot. Gard. 84(3): 430-432. 1997. PICHINCHA: Santo Domingo de los Colorados. Along road between main Santo Domingo-Esmeraldas Highway and Valle Hermoso, 25 km NW of Santo Domingo, 1.9 km N of highway, in vicinity of the bridge over the Río Blanco just S of Valle Hermoso, 13-mar-1992. *T. B. Croat 72982. Isotipo.* QCNE70943.

Philodendron heleniae Croat subsp. *amazonense* Croat, Novon 11: 386, f. 4. 2001. NAPO: Parque Nacional Yasuní. Pozo petrolero Daimi, 26-may-1988. *C. E. Cerón y F. Hurtado 4246. Isotipo.* QCNE23015.

Philodendron parvilobum Croat, Willdenowia 35: 355-357, f. 5a-b, d. 2005. MORONA SANTIAGO: Along road between Macas and Sucua, 8.1 Km south of Río Umbaino, 1-ago-2002. *T. B. Croat y L. Hannon 86728. Isotipo.* QCNE175993.

Philodendron pseudoverrucosum Croat, Aroideana 36E(1): 52-54, f. 9b-c. 2013. TUNGURAHUA: Along road from Río Negro on Río Pastaza to Parque Nacional Sangay, 4.9 Km south of Río Negro, 4.8 Km S of bridge over Río Pastaza, 19-ago-2002. *T. B. Croat y L. Hannon 86647. Isotipo.* QCNE175948.

Philodendron rodrigueziae Croat & Grayum, Syst. Bot. Monogr. 47: 152-155. 1996. PICHINCHA: Reserva ENDESA. Corporación Forestal Juan Manuel Durini, turnoff at km 113 Quito to Puerto Quito road, along small stream. 5 km S of ENDESA houses, 16-dic-1988. *B. E. Hammel y G. Wilder 17222. Holotipo.* QCNE24.

Syngonium dodsonianum Croat, Ann. Missouri Bot. Gard. 68(4): 592, f. 7. 1981[1982]. LOS RÍOS: Quevedo. Río Palenque Biological Station km 56 Road. Quevedo-Santo Domingo, 31-mar-1980. *C. H. Dodson y A. H. Gentry 10063. Isotipo.* QCNE25. Endémica.

ARALIACEAE

Oreopanax grandifolius Borchs., Nordic J. Bot. 17(4): 385. 1997. PICHINCHA: Old road Sto. Domingo-Quito, km 26 from turnoff. Pasture along road, 16-sep-1995. *F. Borchsenius, C. Asmussen y J. T. Knudsen 287. Isotipo.* QCNE141670. Endémica.

Oreopanax implitus Borchs., Nordic J. Bot. 17(4): 387. 1997. MORONA SANTIAGO: Road Gualaceo-Limón, km 36, 20-sep-1995. *F. Borchsenius y C. Asmussen 296. Isotipo.* QCNE141673. Endémica.

ARECACEAE

Ammandra natalia Balslev & A.J. Hend., Sys. Bot. 12: 501, f. 1-2. 1987. MORONA SANTIAGO: Road from Méndez to Sucua, km 18 just south of Logroño, 14-jul-1985. *H. Balslev y A. Henderson 60651. Isotipo.* QCNE26. Nombre aceptado: *Aphandra natalia* (Balslev & A.J. Hend.) Barfod.

Ceroxylon amazonicum Galeano, Caldasia 17(82-85): 398. 1995. ZAMORA CHINCHIPE: 11 km east of Zumbi on the road Paquisha, 18-may-1987. *H. Balslev, G. Galeano y R. Bernal 62538. Isotipo.* QCNE148719. Endémica.

Geonoma awaensis A.J. Hend., Borchs. & Balslev, Brittonia 60: 190, f. 1, map 1. 2008. ESMERALDAS: Awá Reserve. Footpath to Río Mira in the vicinity of the community of Mataje, 20-sep-1993. *H. Beck, A. Ortiz, H. Cantincuz y G. Cantincuz 2176. Isotipo.* QCNE29. Nombre aceptado: *Geonoma chococcola* Wess.Boer subsp. *awaensis* (A.J. Hend., Borchs. & Balslev) A.J. Hend.

Geonoma ecuadoriensis A.J. Hend., Borchs. & Balslev, Brittonia 60: 192, f. 3, map 3. 2008. NAPO: Carretera Hollín-Loreto-Coca, km 40. Entre Río Guamaní y Río Pucuno. Substrato volcánico basáltico, 11-dic-1987. *D. A. Neill, W. A. Palacios y C. E. Cerón 8073. Isotipo.* QCNE30.

Geonoma irena Borchs., Nordic J. Bot. 16(6): 605. 1996. PICHINCHA: Hcda. Irena, km 35 on road Sto. Domingo-Quevedo, 16-sep-1995. *F. Borchsenius, C. Asmussen y J. T. Knudsen 286. Isotipo.* QCNE141665. Endémica.

ASTERACEAE

Arnaldoa argentea C. Ulloa, P. Jørgensen & M.O. Dillon, Novon 12(3): 415-418, f. 1-2. 2002. LOJA: Amaluza, road to the antennas above town, at the top, 5-nov-2000. *P. M. Jørgensen, C. Ulloa, J. Caranqui, J. Madsen y O. Sánchez 2234. Holotipo.* QCNE35. Endémica.

Clibadium websteri H. Rob., Phytologia 82(1): 60. 1997. PICHINCHA: Cerro Negro, ca. 3.5 km (airline) E of Nanegalito, 26-jun-1996. *G. L. Webster A. Del Hierro y M. Canfield 31930. Isotipo.* QCNE36. Endémica.

Critoniopsis cotopaxensis H. Rob., Proc. Biol. Soc. Wash. 106(3): 610. 1993. COTOPAXI: Carretera Latacunga-Pilaló-Quevedo. 5-15 km al este de Pilaló, 22-may-1988. *C. E. Cerón, D. A. Neill y W. A. Palacios 3804. Isotipo.* QCNE37. Endémica.

Critoniopsis palaciosii H. Rob., Proc. Biol. Soc. Wash. 106(3): 617. 1993. IMBABURA: Cantón Cotacachi. Carretera Cotacachi - Apuela, sitio Tabla Chupa a 1 km de Hacienda La Providencia, 4-abr-1990. *W. A. Palacios y C. Iguago 4867. Isotipo.* QCNE38. Endémica.

Hebeclinium palaciosii H. Rob., Phytologia 84(5): 350. 1998. ZAMORA CHINCHIPE. Cantón Nangaritz. Pachicutza. Camino al Hito, 18-oct-1991. *W. A. Palacios, G. Aymard y E. Freire 8265. Isotipo.* QCNE39. Endémica.

- Lepidaploa chinchipensis* H. Rob., Phytologia 84(2): 41-42. 1998. ZAMORA CHINCHIPE: Parque Nacional Podocarpus. La Esmeralda (Cooperativa San Francisco de Numbala Alto), ene-1995. W. A. Palacios y M. Tirado 13064. **Isotipo**. QCNE99896.
- Liabum barclayae* H. Rob., Phytologia 34(3): 286. 1976. CHIMBORAZO: Chunchi on road to Cuenca. Roadside banks with shrubs, land mostly cultivated, short distance south of Chunchi on road to Cuenca, 27-jul-1959. H. G. Barclay y P. Juajibioy 8316. **Isotipo**. QCNE40. Endémica.
- Mikania discifera* W.C. Holmes & H. Rob., Proc. Biol. Soc. Wash. 115(4): 880-882, f. 2. 2002. CARCHI: Golondrinas. Cerro Golondrinas. Valley bottom ca. 1 km NNE of summit, 20-jul-1994. B. Boyle, A. Boyle, J. Bradford y N. Skinner 3337. **Isotipo**. QCNE41. Endémica.
- Mikania dodsonii* H. Rob. & W.C. Holmes, Proc. Biol. Soc. Wash. 115(4): 882-884, f. 3. 2002. NAPO. Km 2, carretera nueva Cotundo-Coca, 5-ago-1984. C. H. Dodson, A. H. Gentry, W. A. Palacios y J. Zaruma 15047. **Isotipo**. QCNE42. Endémica.
- Mikania farsiliflora* H. Rob. & W.C. Holmes, Proc. Biol. Soc. Wash. 115(4): 884, f. 4. 2002. PASTAZA: Cantón Pastaza. Colonia La Independencia, 30 km east of Puyo. Proposed ARCO petroleum facility, 6-sep-1997. D. A. Neill, A. Alvarez, E. Freire y H. Vargas 10909. **Isotipo**. QCNE43. Endémica.
- Mikania matezkii* H. Rob. & W.C. Holmes, Proc. Biol. Soc. Wash. 115(4): 891, f. 8. 2002. ZAMORA CHINCHIPE: Área of Estación Científica San Francisco, approx. 30 km away from city of Loja on highway towards Zamora, 5-sep-2001. S. Matezki 386. **Isotipo**. QCNE45. Endémica.
- Mikania rimachioides* H. Rob. & W.C. Holmes, Proc. Biol. Soc. Wash. 115(4): 898-900, f. 12. 2002. CARCHI: Tulcán. Reserva Etnica Awá. Parroquia El Chical. Centro Gualpí Medio. Río Camumbí, 19-feb-1993. A. Grijalva, C. Aulestia y J. Taicuz 565. **Isotipo**. QCNE46. Endémica.
- Mikania websteri* H. Rob. & W.C. Holmes, Proc. Biol. Soc. Wash. 115(4): 902-904, f. 14. 2002. PICHINCHA: Quito. Parroquia Nanegal. Montañas de Maquipucuna. Cerro Sosa, 9-jul-1991. G. L. Webster, B. Castro y N. McCarten 28885. **Isotipo**. QCNE47. Endémica.
- Mikania yanacochensis* H. Rob. & W.C. Holmes, Proc. Biol. Soc. Wash. 115(4): 904-906, f. 15. 2002. ZAMORA CHINCHIPE: Area of Finca San Ramón de Yanacocha, km 11 on highway from Loja towards Zamora, 28-oct-2001. S. Matezki 432. **Isotipo**. QCNE48. Endémica.
- Mutisia discoidea* Harling, Fl. Ecuador 42(190):10: 70. 1991. CAÑAR: Road Cañar - El Tambo, about km 4 from Cañar, 22-feb-1984. J. E. Madsen 50281. **Isotipo**. QCNE49. Endémica.
- Mutisia magnifica* C. Ulloa & P. Jørg., Novon 6(1): 131-133, f. 1. 1996. LOJA: Cerro Uritusinga. Loja-La Palma, Km 18.4. 50 X 10 m plot, 28-nov-1994. P. M. Jørgensen, C. Ulloa, S. León, H. Vargas y P. Lozano 1010. **Isotipo**. QCNE50. Endémica.
- Oblivia ceronii* H. Rob., Phytologia 76(1): 24. 1994. NAPO: Cantón Tena. Estación Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al E de Misahuallí, 11-abr-1989. C. E. Cerón 6411. **Isotipo**. QCNE51. Endémica.
- Pappobolus ecuadoriensis* Panero, Syst. Bot. Monogr. 36: 63-68, f. 25-26. 1992. AZUAY: 74 km S of the intersection of the roads to Cuenca and Girón on road to Loja, 7-jul-1988. J. L. Panero 1493. **Isotipo**. QCNE52. Endémica.
- Pappobolus ecuadoriensis* Panero var. *lancifolius* Panero, Syst. Bot. Monogr. 36: 68, f. 25f-k, 26. 1992. LOJA: 20 km S of Loja on road to Vilcabamba. 4-Jul-1988. J. L. Panero 1451. **Isotipo**. QCNE105340.
- Pappobolus juncosae* Panero, Syst. Bot. Monogr. 36: 84-86, f. 29. 1992. IMBABURA: Highway Salinas-Lita, along canyon of the Río Mira, 25-feb-1988. J. L. Panero y P. Gómez 1094. **Isotipo**. QCNE53. Endémica.
- Pappobolus schillingii* Panero, Syst. Bot. Monogr. 36: 118-121, f. 41, 43. 1992. LOJA: 25 km S of Catamayo on road to Cariamanga, 5-jul-1988. J. L. Panero 1472. **Isotipo**. QCNE54.
- Pentacalia hurtadoi* H. Rob. & Cuatrec., Novon 3(3): 287. 1993. NAPO: 3 km este del Caserío de Huamaní. Al norte de la carretera Hollín-Loreto, por una trocha, 17-sep-1988. F. Hurtado y A. Alvarado 302. **Isotipo**. QCNE55. Endémica.
- Pentacalia moronensis* H. Rob. & Cuatrec., Novon 3(3): 288. 1993. MORONA SANTIAGO: Along new road Méndez-Morona, km 55-62, 23-ago-1989. H. van der Werff y E. Gudiño 11385. **Isotipo**. QCNE56. Endémica.
- Pentacalia napoensis* H. Rob. & Cuatrec., Novon 3(3): 289. 1993. NAPO: 3 km este del Caserío de Huamaní. Al norte de la carretera Hollín-Loreto, por una trocha, 17-sep-1988. F. Hurtado y A. Alvarado 478. **Isotipo**. QCNE57. Endémica.
- Pentacalia palaciosii* H. Rob. & Cuatrec., Novon 3(3): 289. 1993. NAPO: Cantón El Chaco. Margen derecha del Río Quijos. Finca "La Ave Brava" de Segundo Pacheco, 7-sep-1990. W. A. Palacios 5303. **Isotipo**. QCNE58. Endémica.
- Stenopadus andicola* Pruski, Novon 8(1): 67. 1998. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritza. Valle del río Nangaritza. Miazí, 10-dic-1990. W. A. Palacios 6712. **Isotipo**. QCNE59.

BEGONIACEAE

Begonia dodsonii L.B. Sm. & Wassh., Phytologia 44: 241, pl. 3. 1979. PICHINCHA: Cantón Santo Domingo. Centinela. 12Km E of Patricia Pilar, 17-ago-1978.

C. H. Dodson, T. Dodson y A. Embree 7115. **Isotipo**. QCNE60. Endémica.

BRASSICACEAE

Brayopsis colombiana **Al-Shehbaz subsp. ecuadoriana** **Al-Shehbaz**, J. Arnold Arbor. 71(1): 97. 1990. AZUAY. Paramo del Cajas. Lagunas Suerococha, 35Km on Cuenca-Molleturo road, mountain 1Km NW, 30-ene-1988. U. Mollau y B. Eriksen 2787. **Isotipo**. QCNE72.

BROMELIACEAE

Aechmea chantinii (Carrière) **Baker var. fuchsii** **H. Luther**, Selbyana 10: 56, f. 1988. NAPO: Without specific locality. Coll. by Fred Fuchs Jr. s.n., 1-jun-1983. *H. E. Luther s.n.* **Isotipo** QCNE74.

Aechmea patriciae **H. Luther**, J. Bromeliad Soc. 49(4): 160. 1999. PASTAZA: Grow from seed collected at the resort Kapawi, 3-jun-1999. *P. Bullis s.n.* **Holotipo**. QCNE76. Endémica.

Aechmea roeseliae **H. Luther**, Selbyana 19: 86-90, f. 4. 1998. NAPO: Coll. on new road from Hollín to Coca, Km 50, 1-dic-1989. *H. E. Luther s.n.* **Isotipo**. QCNE78. Endémica.

Guzmania albescens **H. Luther & Determann**, J. Bromeliad Soc. 43: 152. 1993. ESMEALDAS: Coll Km 16 Lita- Alto Tambo, 13-sep-1992. *H. E. Luther 2901.* **Isotipo**. QCNE79. Endémica.

Guzmania brackeana **Manzan.**, J. Bromeliad Soc. 52(2): 63-64, f. 9a-e. 2002. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón El Pangui. Cordillera del Cóndor. Cresta de la cordillera, arriba del Cóndor Mirador, 4-jun-1999. *J. M. Manzanares, B. Girko y E. Cueva 6859.* **Holotipo**. QCNE80. Endémica.

Guzmania farcimiformis **H. Luther**, J. Bromeliad Soc. 51(1): 21-24, f. 11, 12, 15. 2001. NAPO: Cantón Archidona. Reserva Ecológica Antisana. Comunidad Shamato. Entrada por km 21- Shamato. Plot #1, 24-abr-1998. *J. L. Clark, E. Narváez y T. Pauchi 5134.* **Isotipo**. QCNE81.

Guzmania fuquae **H. Luther & Determann**, J. Bromeliad Soc. 45(3): 118, f. 8, 10. 1995. ESMEALDAS: km 4 on Lita-Alto Tambo road, on rocks along the Río Napo, 1-ene-1990. *H. E. Luther s.n.* **Isotipo**. QCNE82. Endémica.

Guzmania hollinensis **H. Luther**, J. Bromeliad Soc. 42(4): 168. 1992. NAPO: new road Hollín-Coca, 27-feb-1988. *H. E. Luther, W. J. Kress y S. Roesel 1274.* **Isotipo**. QCNE83.

Guzmania izkoi **Manzan. & W. Till, J. Bromeliad Soc. 50(1): 17.** 2000. NAPO: Cantón Tena. Cordillera de los Guacamayos, valle del Río Pingui Yacu, 9-jun-1996. *J. M. Manzanares 5585.* **Holotipo**. QCNE86. Endémica.

Guzmania manzanaresiorum **H. Luther**, Selbyana 21 (1,2): 127-129, f. 4. 2000. PASTAZA: Puyo, ago-1994.

J. M. Manzanares, K. Bracke, N. Manzanarez, P. Manzanarez y R. Manzanarez 5172. **Holotipo**. QCNE89. Endémica.

Guzmania pattersonae **Manzan.**, J. Bromeliad Soc. 52(2): 64, 68-69, f. 14a-d. 2002. ZAMORA CHINCHIPE. Cantón El Pangui. Cordillera del Cóndor. Cresta de la cordillera, arriba del Cóndor Mirador. Puesto de vigilancia No. 1., 4-jun-1999. *J. M. Manzanares, B. Girko y E. Cueva 6857.* **Holotipo**. QCNE91. Endémica.

Guzmania sieffiana **H. Luther**, J. Bromeliad Soc. 48(5): 201. 1998. ESMEALDAS: Lithophyte along the Río Negro ca. 4 Km west of Lita road to Alto-Tambo, ene-1990. *H. E. Luther s.n.* **Isotipo**. QCNE92. Endémica.

Mezobromelia brownii **H. Luther**, Selbyana 12: 74-76, f. 7-8. 1991. MORONA SANTIAGO: Km 31 Gualaceo-Limón, 13-oct-1989. *H. E. Luther, K. Brown y Roesel 2706.* **Isotipo**. QCNE93. Endémica.

Pitcairnia bakiorum **Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 479-480, f. 33a-e. 2005. ZAMORA CHINCHIPE: Colectada cerca de una cascada en un cañón próximo a la cresta del Monte Ijiach Naint. Cordillera de los Huaracayos, 13-abr-2001. *J. M. Manzanares, B. Girko, D. A. Neill, P. Berry, L. Jost y E. Escobar 7415.* **Holotipo**. QCNE184066. Endémica.

Pitcairnia bergii **H. Luther**, J. Bromeliad Soc. 41: 99. 1991. EL ORO: Road Uzhcurrumi to Chilla, Km 10, nov-1990. *Cathcart, W. Berg s.n.* **Isotipo**. QCNE94. Endémica.

Pitcairnia bifurcatispina **Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador. IMBABURA: Cantón Cotacachi. Parroquia: García Moreno. Cordillera de Toisán. Cerro de la Plata. Bosque Protector Los Cedros. Sendero Camino del Oso (north of Lodge), 19-mar-2003. *J. L. Clark, F. Nicolalde y R. Hall 7416.* **Holotipo**. QCNE184071. Endémica.

Pitcairnia brackeana **Manzan. & W. Till, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 391-392, f. 23a-e.** 2005. PICHINCHA: Carretera Nono-Tandayapa Km 15.8, 8-mar-1997. *J. M. Manzanares 6254.* **Holotipo**. QCNE95. Endémica.

Pitcairnia brongniartiana **André var. variegata** **Manzan. & W. Till, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2(403): -404.** 2005. ESMEALDAS: Cantón San Lorenzo. Carretera Lita - San Lorenzo, 16-feb-2003. *J. M. Manzanares y W. Till 7997.* **Holotipo**. QCNE96.

Pitcairnia cataractae **Manzan. & W. Till, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 482-483, f. 34a-e.** 2005. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritza. Cordillera del Cóndor. Riberas del Río Nangaritza, entre Miazí y Shaime, ene-2000. *J. M. Manzanares 6942.* **Holotipo**. QCNE97. Endémica.

Pitcairnia clarkii **H. Luther**, Selbyana 18(1): 98. 1997. ESMEALDAS: Quinindé. Bilsa Biological Station, Maché mountains, 35 km W of Quinindé, 5 km W of Santa

Isabel, 28-mar-1995. *J. L. Clark y Y. Troya 528*. **Isotipo**. QCNE98. Endémica.

***Pitcairnia condorensis* Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 440-441, f. 26a-e. 2005. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritza. At the base of vertical limestone bluffs, in a canyon of the Nangaritza River, ene-2000. *J. M. Manzanares 6949*. **Holotipo**. QCNE99. Endémica.

***Pitcairnia deroosei* Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 466, f. 32a-e. 2005. CARCHI: Cantón Tulcán. Sendero desde La Esperanza al Río Tigré, 13-mar-2000. *J. M. Manzanares, L. Pieters, P. Manzanares y J. Vega 6974*. **Holotipo**. QCNE100.

***Pitcairnia lutheri* Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 451-452, f. 30a-3. 2005. PICHINCHA: Nono - Tandayapa, 31-mar-1999. *J. M. Manzanares 6695*. **Holotipo** QCNE101. **Isotipo** QCNE102. Endémica.

***Pitcairnia marinii* Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 437-438, f. 25a-e. 2005. MORONA SANTIAGO: Cantón Limón Indanza. Parroquia: Chiviaza. Road from Limón (Gral Leonidas Plaza Gutiérrez) to Santa Susana de Chiviaza, 12-ene-2001. *J. L. Clark, L. Jost, F. Sánchez, E. Sánchez y S. Marín 5979*. **Holotipo**. QCNE159468. Endémica.

***Pitcairnia neillii* Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 448-449, f. 29a-e. 2005. MORONA SANTIAGO: Limón Indanza. Cordillera del Cóndor. Centro Shuar Warints. Dwarf forest on steep ridge, igneous rock substrate, copper mining concession area, about 8 km SW of Warints, 7-oct-2002. *D. A. Neill y Shuar conservation interns 14106*. **Holotipo**. QCNE184070. Endémica.

***Pitcairnia palaciosii* Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 460-461, f. 31a-e. 2005. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritza. Valle del Río Nangaritza. Miazi. Bosque sobre pendientes fuertes de roca caliza o de pizarra, 10-dic-1990. *W. A. Palacios 6716*. **Holotipo**. QCNE103. Endémica.

***Pitcairnia stevensonii* H. Luther & Whitten**, *J. Bromeliad Soc.* 42(6): 245, f. 2-3. 1992. PICHINCHA: 2,5 Km N on side road at km 104 Quito-Pto. Quito road, 5-jul-1991. *M. Whitten, N. Williams y F. L. Stevenson 91273*. **Isotipo**. QCNE104. Endémica.

***Pitcairnia tillii* Manzan.**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 388-389, f. 22a-e. 2005. ESMERALDAS: Cantón San Lorenzo. Lita - Alto Tambo - San Lorenzo. En corte de carretera, 16-feb-2003. *J. M. Manzanares y W. Till 7992*. **Holotipo**. QCNE106. Endémica.

***Puya brackeana* Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 330-333, f. 10a-e. 2005. AZUAY: Cantón Sigsig. Carretera Sigsig - Chigüinda-Pangui, 28-mar-2002. *J. M. Manzanares, E. Patterson y M. de Navarro 7533*. **Holotipo**. QCNE108. Endémica.

***Puya cuevae* Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 335-336, f. 13a-e. 2005. LOJA: Cerro Toledo, 6-mar-1998. *J. M. Manzanares, E. Cueva y P. Ochoa 6644*. **Holotipo**. QCNE109

***Puya dodsonii* Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 324-325, f. 8a-e. 2005. COTOPAXI: Pilaló, km 80 Quevedo a Latacunga, 3-nov-1984. *C. H. Dodson y P. M. Dodson 15391*. **Holotipo**. QCNE110. Endémica.

***Puya hirtzii* Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 354-355, f. 17a-e. 2005. IMBABURA: A 1 km del desvío de la carretera Salinas-Lita, en dirección a Buenos Aires, mar-1996. *J. M. Manzanares 5889*. **Holotipo**. QCNE142929. Endémica.

***Puya longispina* Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 333-334, f. 11a-e, 12. 2005. CARCHI: Cantón Espejo. Páramo de El Ángel. Carretera de El Ángel hacia el páramo, 17-feb-2003. *J. M. Manzanares y W. Till 8010*. **Holotipo**. QCNE112. Endémica.

***Puya navarroana* Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 342-343, f. 14a-e. 2005. AZUAY: Cantón Sigsig. Carretera Sigsig - Chigüinda - Pangui, 28-mar-2002. *J. M. Manzanares, E. Patterson y M. de Navarro 7529*. **Holotipo**. QCNE113. Endémica.

***Puya pattersoniae* Manzan. & W. Till**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 348-349, f. 16a-e. 2005. AZUAY: Cantón Sigsig. Carretera Sigsig - Chigüinda - Pangui, 28-mar-2002. *J. M. Manzanares, E. Patterson y M. de Navarro 7528*. **Holotipo**. QCNE114. Endémica.

***Puya tillii* Manzan.**, Jewels Jungle: Bromeliaceae Ecuador 2: 344-345, f. 15a-e. 2005. PICHINCHA: Carretera Alóag-Tandapi, mar-1995. *J. M. Manzanares 5738*. **Holotipo**. QCNE115. Endémica.

***Racinaea grantii* Manzan. & W. Till**, *J. Bromeliad Soc.* 60(4): 166, f. 8, 9. 2010. AZUAY: Carretera de Cuenca a Oña, km 41, 6-abr-1997. *J. M. Manzanares, B. Girko, J. Raack, E. Doherty y M. Navarro 6281*. **Holotipo**. QCNE159254.

***Racinaea hasei* Höpfel & Scharf**, *Bromelie* 2011(3): 133, photos. 2011. AZUAY: along the road from the city of Gualaceo to the village of Plan de Milagro, towards the city of Méndez, 20-nov-2003. *F. J. Hase EC0320*. **Holotipo**. QCNE234145.

***Tillandsia dorotheehaseae* Hase**, *Bromelie* 2006(1): 16, figs. pp. 15-18. 2006. AZUAY: near the city of Pucará, 8-mar-2001. *D. Hase s.n.* **Holotipo**. QCNE117.

***Tillandsia hauggiae* Rauh**, *Trop. Subtrop. Pflanzenwelt* 52: 46, f. 1985. AZUAY: Carretera Cuenca-Girón, arroyo, jun-1984. *G. Haugg y R. Ehlers E109*. **Isotipo**. QCNE116. Nombre aceptado: *Racinaea hauggiae* (Rauh) J.R. Grant. Endémica.

***Tillandsia hoeijeri* H. Luther**, *J. Bromeliad Soc.* 53(2): 57, f. 8, 9. 2003. LOJA, South of Saraguro, feb-1993. S.

Dalström, H. Wannatorp y T. Höijer 1862. Isotipo. QC-NE119. Endémica.

Tillandsia tectorum E. Morren fo. gigantea L. Hrom., Bromelie 5: 28. 2005. AZUAY: near Oña, on rocks in the valley of the Río León, 25-dic-1992. H. Hromadnik y L. Hromadnik 17103. Holotipo. QCNE120.

Tillandsia tectorum E. Morren var. globosa L. Hrom., Bromelie 5: 20. 2005. LOJA: southwest of Catacocha, 20-jul-1978. H. Hromadnik y L. Hromadnik 4130. Holotipo. QCNE121.

Vriesea boeghii H. Luther, Nordic J. Bot. 12(2): 221. 1992. LOJA: Parque Nacional Podocarpus. E. of Nudo de Cajanuma, just N. of "Centro de Información", 23-sep-1989. A. Bøgh 86549. Isotipo. QCNE199452. Endémica.

Vriesea cathcartii H. Luther, J. Bromeliad Soc. 45(2): 52, f. 1. 1995. ZAMORA CHINCHIPE: Centinela del Condor. 1.6 km E of Zumbi on Zumbi - Paquisha road, ago-1994. D. Cathcart 81794-1. Isotipo. QCNE122.

Vriesea lutheri Manzan. & W. Till, J. Bromeliad Soc. 50(4): 169. 2000. ZAMORA CHINCHIPE: Podocarpus National Park. Road from Loja to Zamora, kilometer 41.5, eastern Andean slopes, 10-abr-1997. J. M. Manzanares, B. Girko, J. Raack, E. Doherty y M. Navarro 6340. Holotipo. QCNE123. Endémica.

Vriesea tillii Manzan., J. Bromeliad Soc. 48(4): 169, f. 16. 1998. SUCUMBÍOS: Cantón Gonzalo Pizarro. El Chaco-Gonzalo Pizarro, jul-1994. J. M. Manzanares 5205. Holotipo. QCNE124. Endémica.

Werauhia dalstroemii H. Luther, J. Bromeliad Soc. 52(2): 88-89, f. 22, 23a-f. 2002. PASTAZA: Along the Río Puyo, north of Puyo, 7-feb-2001. S. Dalström y L. Jost 2515-A. Isotipo. QCNE125. Endémica.

BRUNELLIACEAE

Brunellia pauciflora Cuatrec. & C.I. Orozco, Caldasia 16(79): 453-455, f. 1. 1991[1992]. CARCHI: Al este de la Colonia Huaqueña, en el sector Bretaña o Loma Corazón, 18-feb-1989. W. A. Palacios y H. van der Werff 3897. Isotipo. QCNE126. Endémica.

BURSERACEAE

Dacryodes uruts-kunchae Daly, M.C. Martínez & D.A. Neill, Brittonia 64(1): 49-56. 2012. ZAMORA CHINCHIPE: El Pangui. Western slopes of Cordillera del Condor. Río Wawaime watershed, tributary of Río Quimi. Proposed future site of Ecuacorriente copper mine, 2-abr-2007. D. A. Neill y NSF Dendrology course 15500. Isotipo. QCNE207634.

Protium aidanianum Daly, Novon 15(3): 410-413, f. 1. 2005. NAPO: Joya de los Sachas. Comunidad de Pompeya, lado sur del río Napo, Campamento Maxus. Río Jivino. Carretera Maxus Km-1-5, 22-ago-1992. A. Grijalva y E. Gudiño 2. Isotipo. QCNE127.

CACTACEAE

*Armatocereus brevispinus Madsen, Cactaceae Syst. Init. 14: 9. 2002. LOJA: Road la Toma- Loja Km 10-12, 7-dic-1988. J. E. Madsen 75910. Isotipo. QCNE128. Nombre aceptado: *Armatocereus godingianus* subsp. *brevispinus* (Madsen) D.R. Hunt.*

Cleistocactus leonensis Madsen, Fl. Ecuador 35: 18. 1989. AZUAY: Road Cuenca - Loja, at Río León (before Oña), 5-oct-1985. J. E. Madsen 61087. Isotipo. QCNE39812. Endémica.

Espositoa frutescens Madsen, Fl. Ecuador 35: 36. 1989. AZUAY: Road Santa Isabel-Pasaje, at San Francisco, 23-oct-1985. J. E. Madsen 61064. Isotipo. QCNE129. Endémica.

Espositoa lanata (Kunth) Britton & Rose subsp. roseiflora J.E. Madsen & Z. Aguirre, Nordic J. Bot. 23(1): 24-26, f. 2a-h. 2004. LOJA: La Toma - El Tambo, km 5-11 (along gravel roads). Vicinity of Río Catamayo, 15-oct-2000. J. E. Madsen y J. Galvez 7444. Isotipo. QCNE198611.

Opuntia bakeri Madsen, Fl. Ecuador 35: 47. 1989. PICHINCHA: Vicinity of Guayllabamba, 18-mar-1984. J. E. Madsen 50430. Isotipo. QCNE130. Endémica.

Rhipsalis riocampanensis Madsen & Z. Aguirre, Nordic J. Bot. 23(1): 26-29, f. 3a-h. 2004. LOJA: Mountains of Río Campana, 4-ene-2001. J. E. Madsen, Z. Aguirre y C. Rosales 7595. Isotipo. QCNE198487. Endémica.

CALCEOLARIACEAE

Calceolaria molauí Puppo, J. Bot. Res. Inst. Texas 4(1): 33, f. 1. 2010. LOJA: Road Jimbura to Zumba, Páramo de la Cordillera de las Lagunitas km 20. Disturbed páramo with patches of upper Andean forest, 6-nov-2000. P. M. Jørgensen, C. Ulloa y J. Caranqui 2238. Isotipo. QCNE737.

CALOPHYLLACEAE

Calophyllum pubescens Vela Díaz, Bot. J. Linn. Soc. 171: 609-611, f. 8a-n. 2013. SUCUMBÍOS: Cantón Lago Agrio. Reserva Cuyabeno. Laguna Canangüeno, 18-nov-1991. W. A. Palacios, G. Tipaz, D. Rubio, E. Gudiño y M. Aulestia 9147. Isotipo. QCNE234140.

CAMPANULACEAE

Burmeistera arbusculifera Lammers, Novon 12(2): 207-208, f. 1. 2002. CARCHI: Espejo. El Gualtal. Cerro Golondrinas Hembra, 21-ago-1994. W. A. Palacios y J. L. Clark 12465. Isotipo. QCNE131. Endémica.

Burmeistera racemiflora Lammers, Brittonia 50(2): 258. 1998. CARCHI: Cantón Tulcán, Chical. Reserva Etnica Awá-Camumbí, 20-jul-1991, C. Quelal, C. Aulestia y F. Nastacuáz 218. Isotipo. QCNE132.

Burmeistera smaragdi Lammers, Novon 12(2): 213-214, f. 6. 2002. ESMERALDAS: Quinindé. Bilsa Biological Station, Montañas de Mache. 35 km W of Quinindé, 5 km W of Santa Isabel, Road, between the Station

and the SE Ridge Trail, 19-sep-1994. *M. S. Bass* y *N. Pitman* 22. **Isotipo**. QCNE133. Endémica.

***Centropogon jeppesenii* Lammers**, *Brittonia* 50(2): 252. 1998. NAPO: Santa Bárbara-La Bonita road trail towards La Bonita, ca. 25-28 km S of Santa Bárbara, along Río Chingual, 17-may-1982. *J. L. Luteyn*, *H. Balslev* y *B. M. Boom* 8450. **Isotipo**. QCNE8888. Endémica.

***Centropogon joergensenii* Lammers**, *Novon* 12(2): 219-221, f. 10. 2002. ZAMORA CHINCHIPE: Chinchipe. Parque Nacional Podocarpus. La Esmeralda (Cooperativa San Francisco de Numbala Alto), jun-1994. *W. A. Palacios* y *M. Tirado* 13042. **Isotipo**. QCNE134. Endémica.

***Centropogon steinii* Lammers**, *Brittonia* 50(2): 245. 1998. ZAMORA CHINCHIPE: Campamento Shaime, along Río Nangaritzá, 14-feb-1994. *H. van der Werff*, *B. Gray*, *E. Freire* y *M. Tirado* 13030. **Isotipo**. QCNE135. Endémica.

***Centropogon ulloae* Lammers**, *Novon* 12(2): 221-222, f. 11. 2002. NAPO: road from Tulcán to Santa Bárbara and La Bonita, 21 km below Santa Bárbara, 28-may-1985. *B. A. Stein* 2875. **Isotipo**. QCNE136. Endémica.

***Lysipomia caespitosa* T.J. Ayers**, *Brittonia* 49(4): 434-435, f. 1. 1997. LOJA: Parque Nacional Podocarpus, vicinity of Lagunas de Compadre ca. 6 hours walking from centro de Información, 21-nov-1989. *J. E. Madsen* y *A. B. Pedersen* 86460. **Isotipo**. QCNE96178. Endémica.

CANNABACEAE

***Celtis loxensis* C.C. Berg**, *Brittonia* 53(1): 75-77, f. 1. 2001. LOJA: Road Catamayo-San Pedro de la Bendita, 3 km along track to hostería "Bella Vista". Secondary track to ringh, 3,5 km along track, 28-dic-1997. *G. P. Lewis* y *C. C. Berg* 3739. **Isotipo**. QCNE763.

CAPPARACEAE

***Capparidastrum megalospermum* Cornejo & Iltis**, *Harvard Pap. Bot.* 15(1): 159, f. 2, 4. 2010. ESMERALDAS: Cantón San Lorenzo. Reserva Indígena Awá. Parroquia Ricaurte. Comunidad Balsareño, Río Palabí, 15-abr-1991. *D. Rubio* y *C. Quelal* 1398. **Holotipo**. QCNE50715.

***Capparis bonifaziana* Cornejo & Iltis**, *Novon* 15(3): 397. 2005. LOS RÍOS: Hacienda Clementina. Puerta Negra en Tecal contiguo, 9-oct-2003. *X. Cornejo* y *C. Bonifaz* 7812. **Isotipo**. QCNE137. Nombre aceptado: *Capparidastrum bonifazianum* (Cornejo & Iltis) Cornejo & Iltis. Endémica.

***Capparis sclerophylla* Iltis & Cornejo**, *Novon* 15(3): 429. 2005. MANABÍ: Bahía de Caráquez a 8 km. Alrededores de Universidad Católica, 27-oct-1997. *X. Cornejo* y *C. Bonifaz* 5822. **Isotipo**. QCNE139. Nombre aceptado: *Cynophalla sclerophylla* (Iltis & Cornejo) Iltis & Cornejo.

CHLORANTHACEAE

***Hedyosmum anisodorum* Todzia**, *Syst. Bot.* 13: 24. 1988. PICHINCHA: Road from Nono to Nanegalito, 17-jun-1984. *C. Todzia* y *J. Grimes* 2475. **Isotipo**. QCNE151.

***Hedyosmum luteynii* Todzia**, *Syst. Bot.* 13: 28. 1988. NAPO: Km 2,7 west of El Playón de San Francisco, seep along road, 20-jun-1984. *C. Todzia* y *J. Grimes* 2480. **Isotipo**. QCNE152.

***Hedyosmum purpurascens* Todzia**, *Fl. Neotrop. Monogr.* 48: 123. 1988. LOJA: Km 7-8 on Loja-Zamora road, 30-jun-1984. *C. Todzia* y *J. Grimes* 2506. **Isotipo**. QCNE153. Endémica.

CHRYSOBALANACEAE

***Hirtella aequatoriensis* Prance**, *Kew Bull.* 54(4): 995-997, f. 1. 1999[2000]. PASTAZA: Cantón Pastaza. Pozo Petrolero "Corrientes" de UNOCAL. 35 km al sureste de Curaray, 1-sep-1990. *E. Gudiño* 728. **Holotipo**. QCNE154. Endémica.

***Licania condoriensis* Prance**, *PhytoKeys* 26: 72, f. 1. 2013. ZAMORA CHINCHIPE: El Panguí. Cordillera del Cóndor. Sandstone plateau of Contrafuerte Tres Patines, west of main Cóndor ridge. Above "Jardín Botánico" of Ecuacorriente copper company, south of km 15 of Cóndor Mirador military road, 9-dic-2005. *D. A. Neill* y *W. Quizhpe* 15076. **Isotipo**. QCNE193667.

***Licania cuyabenensis* Prance**, *Kew Bull.* 54(1): 104-106, map 106, f. 1. 1999. SUCUMBIOS: Cantón Lago Agrio. Reserva Cuyabeno. Laguna Grande, 19-nov-1991. *W. A. Palacios*, *G. Tipaz*, *D. Rubio*, *E. Gudiño* y *M. Aulestia* 9376. **Isotipo**. QCNE155. Endémica.

***Licania hedbergii* Prance**, *Opera Bot.* 121: 279-280, f. 1. 1993. NAPO: Cantón El Chaco. Tres Cruces, entre los Ríos Santa Rosa y El Salado. Quebrada Osayacu, afluente del Río Salado, 4-oct-1990. *W. A. Palacios* 6261. **Isotipo**. QCNE156. Endémica.

***Licania longicuspidata* Prance**, *Kew Bull.* 50(4): 707-709, f. 1A-E. 1995. CARCHI: Cantón Tulcán. Parroquia Tobar Donoso. Sector Sabalera, Reserva Indígena Awá. Noreste Casa Comunal, 19-jun-1992. *G. Tipaz*, *J. Zuleta* y *N. Guanga* 1446. **Isotipo**. CNE158. Endémica.

***Licania velutina* Prance**, *Kew Bull.* 47(4): 638-640, f. 3H-N. 1992. PASTAZA: Cantón Pastaza. Pozo petrolero "Ramírez", 20 km al sur de la población de Curaray, 21-feb-1990. *V. Zak* y *S. Espinoza* 5052. **Isotipo**. QCNE159. Endémica.

CLETHRACEAE

***Clethra concordia* D.A. Neill, H. Beltrán & Quizhpe**, *Novon* 22(2): 213, f. 1. 2012. ZAMORA CHINCHIPE: Centinela del Cóndor. Cordillera del Cóndor. Machinaza plateau summit area. Adjacent to obelisk-shaped border marker, at end of trail from upper Paquisha military

post, precisely at Ecuador-Perú border, 15-mar-2008. *D. A. Neill* y *W. Quizhpe* 16200. **Holotipo.** QCNE222802.

CUNONIACEAE

Weinmannia auriformis **Z.S. Rogers**, Novon 12(2): 249-252, f. 1. 2002. MORONA SANTIAGO: Cantón Limón Indanza. Cordillera de Huaracayo, east of Cordillera del Cóndor and Río Coangos. Cerro Ijiach Naint, flat-topped sandstone mountain, east of Shuar village of Tinkimints, 21-mar-2001. *D. A. Neill*, *P. Berry*, *J. M. Manzanares* y *L. Jost* 13112. **Holotipo.** QCNE160. Endémica.

Weinmannia bradfordiana **Z.S. Rogers**, Sida 20(1): 179-187, f. 1. 2002. MORONA SANTIAGO: Cantón Gualaquiza. Campamento Achupalla, Cordillera del Cóndor, 15 km east of Gualaquiza, 21-jul-1993. *A. H. Gentry* 80312. **Holotipo.** QCNE161.

Weinmannia condorensis **Z.S. Rogers**, Sida 20(1): 179-187, f. 2. 2002. MORONA SANTIAGO: Cantón Gualaquiza. Crest of Cordillera del Cóndor, ridge top 15 km ENE of Gualaquiza, 26-jul-1993. *A. H. Gentry* 80465. **Holotipo.** QCNE162. Endémica.

Weinmannia loxensis **Harling**, Fl. Ecuador 61: 44-45, f. 16. 1999. LOJA-ZAMORA CHINCHIPE, 8-ene-1989. *J. E. Madsen* 85489. **Isotipo.** QCNE163. Endémica.

CYPERACEAE

Uncinia lacustris **G.A. Wheeler**, Aliso 14(2): 141. 1995. PICHINCHA: Páramo de Guamaní, ca. 5 km W of Paso de la Virgen, 29-mar-1984. *S. Læggaard* 51887. **Isotipo.** QCNE180. Endémica.

Uncinia paludosa **G.A. Wheeler & Goetgh.**, Aliso 14(2): 142. 1995. CHIMBORAZO: Páramo above Azul along road to Osogochi, 26-abr-1988. *S. Læggaard* 71014. **Isotipo.** QCNE181.

Uncinia tenuifolia **G.A. Wheeler & Goetgh.**, Aliso 14(2): 144. 1995. ZAMORA CHINCHIPE: Road Loja-Zamora, ca. 13 km E of the pass, just before junction with old road. Narrow river gorge with forested rocky banks, 8-mar-1989. *B. Øllgaard*, *J. Elgaard*, *J. E. Madsen* y *L. Ellemann* 90884. **Isotipo.** QCNE182. Endémica.

DICHAPETALACEAE

Tapura magnifolia **Prance**, Brittonia 40(4): 445, f. 3. 1988. PASTAZA: Río Curaray, costado sur, boca del Río Queramo, 29-ago-1985. *W. A. Palacios* y *D. A. Neill* 744. **Isotipo.** QCNE185. Endémica.

DILLENACEAE

Doliocarpus dentatus (Aubl.) Standl. subsp. *tuberculatus* **G.A. Aymard**, Ernstia, ser. 2 5(1): 31. 1995. PASTAZA: Comuna Shuar AMUNTAY (KAPAWI), 15-jul-1988. *C. E. Cerón*, *W. Lewis* y *E. Kennelly* 4391. **Isotipo.** QCNE188.

Neodillenia coussapoana **G.A. Aymard**, Harvard Pap. Bot. 1(10): 124-126, f. 1-2. 1997. NAPO: Estación Biológica JATUN SACHA, 6-oct-1988. *W. A. Palacios* 3105. **Isotipo.** QCNE189.

EBENACEAE

Diospyros ekodul **B. Walln.**, Ann. Naturhist. Mus. Wien, Ser. B, Bot. Zool. 101(B): 567-568. 1999. NAPO: Parque Nacional Yasuní. Carretera y oleoducto de Maxus en construcción, Km 53-60, 6-oct-1993. *A. Dik* 700. **Isotipo.** QCNE193. Endémica.

Diospyros esmereg **B. Walln.**, Ann. Naturhist. Mus. Wien, Ser. B, Bot. Zool. 101(B): 568-570, f. 1. 1999. ESMERALDAS: Cantón Quinindé. The Mache Chindul Ecological Reserve. Bilsa Ecological Station. Mache Mountains, 35 Km W of Quinindé, 2-oct-1996. *J. L. Clark* 3003. **Isotipo.** QCNE194. Endémica.

Lissocarpa ronliesneri **B. Walln.**, Ann. Naturhist. Mus. Wien 105B: 552-554, f. 6f, 18-19. 2004. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón El Pangui. Cordillera del Cóndor. Bosque montano sobre roca arenisca, cerca del destacamento militar Cóndor Mirador, en la frontera Ecuador-Perú, 15-dic-2000. *L. Miranda* y *Grupo de Post-Grado MO-QCNE 160*. **Isotipo.** QCNE320. Endémica.

ELATINACEAE

Elatine rotundifolia **Læggaard**, Nordic J. Bot. 26(3-4): 235-236, f. 1-2. 2008. ESMERALDAS: San Lorenzo-Lita, ca. km 55-60, 13-may-1999. *S. Læggaard* 20086. **Isotipo.** QCNE195.

ERICACEAE

Cavendishia awa **Luteyn**, Fl. Ecuador 54: 104. 1996. CARCHI-ESMERALDAS: Lita wet evergreen forest, mostly in area with recently cut trees, 20-may-1987. *H. van der Werff*, *C. H. Dodson* y *W. A. Palacios* 9553. **Isotipo.** QCNE196.

Cavendishia parviflora **Luteyn**, Fl. Ecuador 54: 103. 1996. ESMERALDAS: Cantón San Lorenzo. Lita to El Cristal road, on finca of Dr. Lalama, 13.5 Km S of Lita, 2-nov-1992. *J. L. Luteyn*, *S. Sylva* y *C. Quedal* 14726. **Isotipo.** QCNE197.

Ceratostema auriculatum **Luteyn**, Fl. Ecuador 54: 241-242, f. 16. 1996. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritzza. Punta de Pachicutza-Miazi. Orilla del Río Nangaritzza. Cordillera del Cóndor, 20-oct-1991. *W. A. Palacios* 8447. **Isotipo.** QCNE198.

Ceratostema megalobum **Luteyn**, Fl. Ecuador 54: 221. 1996. LOJA: About 10 km SW of Loja, along road past the University towards La Violeta, 26-abr-1987. *H. van der Werff* y *W. A. Palacios* 9091. **Isotipo.** QCNE200. Endémica.

Ceratostema pedunculatum **Luteyn**, Fl. Ecuador 54: 230. 1996. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritzza. Río Nangaritzza. Shaimé. Confluence of Nangaritzza

and Numpatakaim rivers, 7-dic-1990. *D. A. Neill* 9594. **Holotipo.** QCNE199. Endémica.

Ceratostema pubescens **Luteyn**, *Sida* 21(3): 1275, f. 3. 2005. EL ORO: Road Manu-Chilla, km 36, 10 km W of Guanasan, 4-oct-1996. *G. P. Lewis, P. Lozano, N. Aguirre* y *I. Aldaz* 2640. **Isotipo.** QCNE118183. Endémica.

Disterigma ecuadorensis **Luteyn**, *Fl. Ecuador* 54: 280. 1996. PICHINCHA: Quito-Sto. Domingo old road. ca. 2-4 km. from the road in area called "Bella Vista" at km. 69 of old road. 13-nov-1992. *J. L. Luteyn, D. S. Sylva* y *J. Jaramillo* 14770. **Isotipo.** QCNE201.

Disterigma noyesiae **Luteyn**, *Fl. Ecuador* 54: 272. 1996. CARCHI: 9 km E of Chical. Edges of pastures and forest remnants, 12-nov-1988. *L. J. Dorr* y *L. C. Barnett* 6072. **Isotipo.** QCNE202. Endémica.

Macleania dodsonii **Luteyn**, *Fl. Ecuador* 54: 138. 1996. EL ORO: 10km west of Piñas in patch of woods dominated by Gonzalgunia, 8-oct-1979. *C. H. Dodson, A. H. Gentry* y *G. Shupp* 8988. **Isotipo.** QCNE203. Endémica.

Macleania subsessilis **Luteyn**, *Fl. Ecuador* 54: 142. 1996. ESMERALDAS: Cantón San Lorenzo. Lita to El Cristal road, on finca of Dr. Lalama, 13.5 Km S of Lita, 2-nov-1992. *J. L. Luteyn, S. Sylva* y *C. Quedal* 14729. **Isotipo.** QCNE204. Endémica.

Psammisia debilis **Sleumer** var. *ecuadorensis* **Luteyn**, *Fl. Ecuador* 54: 187. 1996. CARCHI: Tulcán- Maldonado road, 61-75 km W of Tulcán, 6-nov-1992. *J. L. Luteyn* y *S. Sylva* 14760. **Isotipo.** QCNE205.

Psammisia montana **Luteyn**, *Fl. Ecuador* 1996. CARCHI: Tulcán-Maldonado road, 61-75 km W of Tulcán, 6-nov-1992. *J. L. Luteyn* y *D. Sylva* 14758. **Isotipo.** QCNE206.

Psammisia roseiflora **Sleumer**, *Repert. Spec. Nov. Regni Veg.* 45: 17. 1938. [Holotipo destruido]. Neotipificado por J.L. Luteyn. *Fl. Ecuador* 1996. NAPO: Estación Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al E de Misahuallí, 22-feb-1988. *W. A. Palacios* 2438. **Isoneotipo.** QCNE30241.

Sphyropermum glutinosum **Luteyn & Pedraza**, *Phytotaxa* 79: 15, f. 3. 2013. PICHINCHA: Cantón Quito. Reserva Orquideológica El Pahuma. Carretera Calacalí-Los Bancos, km 22, 19-oct-1999. *L. Suin* y *Grupo Post-Grado MO-QCNE* 342. **Isotipo.** QCNE136872.

Sphyropermum rotundifolium **Luteyn**, *Phytotaxa* 79: 22-24, f. 5a-f. 2013. MANABÍ: Cantón Jipijapa. Parroquia: Jipijapa. Cerro Montecristi (ca. 1 km w of the town of Montecristi), 29-ene-2001. *J. L. Clark, L. Miranda* y *T. Pilligua* 6194. **Isotipo.** QCNE171408.

Themistoclesia molau **Luteyn**, *Brittonia* 44(3): 344. 1992. NAPO: Eupper slopes of Cordillera de Guacamayos, 11-13 km S of Cosanga on the Baeza-Tena road, 22-dic-1987. *U. Molau* y *B. Eriksen* 2133. **Isotipo.** QCNE207.

Thibaudia inflata **Luteyn**, *Fl. Ecuador* 54: 299. 1996. PICHINCHA: Las Palmeras, trail to Río Guajalito Biological Station, 9-abr-1992. *J. L. Luteyn, M. Gavilanes* y *J. Jaramillo* 14423. **Isotipo.** QCNE208. Endémica.

Thibaudia litensis **Luteyn**, *Fl. Ecuador* 54: 292. 1996. ESMERALDAS: Cantón San Lorenzo. Sitio El Cristal. Limite con la provincia de Imbabura, 22-feb-1991. *W. A. Palacios* 6913. **Holotipo.** QCNE20. Endémica.

Vaccinium distichum **Luteyn**, *Fl. Ecuador* 54: 321. 1996. PICHINCHA: Quito-Sto. Domingo old road 4-6 km W of las Palmeras, 14-nov-1992. *J. L. Luteyn* y *S. Sylva* 14777. **Isotipo.** QCNE210. Endémica.

Vaccinium saxatilis **Luteyn & Pedraza**, *Brittonia* 63: 267, f. 6. 2011. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritzza. Cordillera de Nanguipa. Cerro Colorado. About 8 km by air SSE of Nambija, 20 km ESE of Zamora, 18-feb-2002. *D. A. Neill, W. Quizhpe, J. M. Manzanarez, A. Hirtz, T. Delinks* y *C. Cole* 13782. **Isotipo.** QCNE162647.

ERYTHROXYLACEAE

Erythroxyllum gentryi **Jara**, *Brittonia* 63: 229-230, f. 2. 2011. MORONA SANTIAGO: Cantón Gualaquiza. Campamento Achupalla. Cordillera del Cóndor. 15 km east of Gualaquiza, 21-jul-1993. *A. H. Gentry* 80295. **Isotipo.** QCNE92092.

EUPHORBIACEAE

Alchornea websteri **Secco**, *Fl. Neotrop. Monogr.* 93: 134, f. 54, 55 [map]. 2004. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritzza. Río Nangaritzza. Pachicutza, 3-dic-1990. *W. A. Palacios* y *D. A. Neill* 6498. **Isotipo.** QCNE42905. Endémica.

Croton chimboracensis **P.E. Berry & Riina**, *Anales Jard. Bot. Madrid* 67(1): 24, f. 1,2. 2010. CHIMBORAZO: Road from Alausí to Huigra, roadside thicket above Huigra, 11-mar-2001. *P. Berry, J. Caranqui* y *M. Cerna* 7619. **Isotipo.** QCNE215.

Croton churutensis **R. Riina & X. Cornejo**, *Brittonia* 59(1): 97-101, f. 1a-b. 2007. GUAYAS: Reserva Ecológica Andrade, km 43 vía Guayaquil-Machala, 25-ene-2003. *X. Cornejo* y *C. Bonifaz* 7590. **Isotipo.** QCNE212.

Tetrorchidium hirsutum **J. Murillo & K. Wurdack**, *Caldasia* 31(2): 218-220, f. 1A-E. 2009. ESMERALDAS: Cantón Quinindé. The Mache-Chindul Ecological Reserve. Bilsa Biological Station. Mache Mountains, 35 km W of Quinindé, 5 km W of Santa Isabel, 5-may-1996. *J. L. Clark* 2566. **Isotipo.** QCNE115127.

FABACEAE

Andira macrocarpa **R.T. Penn.**, *Syst. Bot. Monogr.* 64: 72-73, f. 24-25. 2003. NAPO: Aguarico. Reserva Etnica Huaorani. Maxus road and pipeline construction project, kms 98. 23-jul-1994. *N. Pitman, A. Dik* y *C. Aulestia* 631. **Holotipo.** QCNE216. Endémica.

- Bauhinia arborea** Wunderlin, Sida 22(1): 102-104, f. 2. 2006. NAPO: Añangu. Rain forest on well drained hilly ground in the Parque Nacional Yasuní, 30-may-1982. *SEF* 8935. **Isotipo**. QCNE217.
- Bauhinia esmeraldasensis** Wunderlin, J. Bot. Res. Inst. Texas 3(2): 631-633, f. 1. 2009. ESMERALDAS: Cantón Quinindé. Bilsa Biological Station. Montañas de Maché, 35 km W of Quinindé 5 km W of Sta. Isabela, 3-ene-1995. *N. Pitman* 1173. **Isotipo**. QCNE218.
- Bauhinia flagelliflora** Wunderlin, Brittonia 35(4): 335-336, f. 1. 1983. LOS RÍOS-PICHINCHA: Collections from path following ridge line at el centinela at crest of montañas de Ila on road from Patricia Pilar to 24 de Mayo at km 12. Patricia Pilar is at km 45 on road from Santo Domingo to Quevedo, 6-feb-1979. *C. H. Dodson* 7345. **Isotipo**. QCNE219. Endémica.
- Bauhinia pichinchensis** Wunderlin, Brittonia 35(4): 338-340, f. 3. 1983. PICHINCHA: Sto. Domingo de los Colorados. 15 hectare patch of mature forest in Cooperativa Santa Marta # 2 along Río Verde, 2 km southeast of Santo Domingo de Los Colorados, 5-feb-1979, *C. H. Dodson, A. H. Gentry y J. A. Duke* 7594. **Isotipo**. QCNE220. Endémica.
- Ecuadendron acosta-solisianum** D.A. Neill, Novon 8(1): 45-49, f. 1-2. 1998. AZUAY: Cuenca. Manta Real. At western base of Andes, 20km SE of La Troncal, 7-nov-1995. *D. A. Neill, H. Vargas, T. Nuñez y J. Clark* 10437. **Holotipo**. QCNE221. Endémica. (Fig. 4)
- Inga balsapambensis** T.D. Penn., Gen. Inga, Bot. 698-700, f. 221, map 85. 1997. BOLIVAR: Old road Balsapamba-San Miguel. Steep slopes, disturbed vegetation, 14-oct-1992. *T. D. Pennington y E. Freire* 13752. **Holotipo**. QCNE223. Endémica.
- Inga carinata** T.D. Penn., Gen. Inga, Bot. 731-734, f. 232, map 90. 1997. PICHINCHA: Cantón Pedro Vicente Maldonado, Río Silanche Reserve (ENDESA). 3rd stream along rd to E., 7-oct-1992. *T. D. Pennington* 13725. **Isotipo**. QCNE224. Endémica.
- Inga ciliata** C. Presl subsp. *subcapitata* T.D. Penn., Genus "Inga": Bot. 522. 1997. NAPO: Cantón Archidona. Faldas al sur del Volcán Sumaco. Vía Hollín-Loreto, km 40. Huamaní, 5-oct-1989. *W. A. Palacios y C. Iguaga* 4569. **Isotipo**. QCNE17711.
- Inga extra-nodis** T.D. Penn., Gen. Inga, Bot. 620-624, f. 187, map 75. 1997. NAPO: Baeza-Tena Km 42. Slopes above road, 21-ene-1993. *T. D. Pennington y E. Freire* 13807. **Holotipo**. QCNE225.
- Inga ilta** T.D. Penn., Gen. Inga, Bot. 437-440, f. 112, photo [p. 439]. map 48. 1997. NAPO: Jatun Sacha-Puerto Napo km15, 27-abr-1993. *T. D. Pennington y H. Vargas* 13896. **Isotipo**. QCNE226.
- Inga multinervis** T.D. Penn., Gen. Inga, Bot. 353-356, f. 80, map 35. 1997. NAPO: Carretera Hollín-Loreto, 3 km al este del Río Pucuno, camino al caserío El Pacto, 15-jul-1988. *D. A. Neill, M. Asanza y F. Hurtado* 8517. **Isotipo**. QCNE80186.
- Inga silanchensis** T.D. Penn., Gen. Inga, Bot. 364-367, f. 84, map 38. 1997. PICHINCHA: Cantón Pedro Vicente Maldonado. Río Silanche Endesa, oct-1992. *T. D. Pennington, L. Veloz, E. Cobos y G. Ramos* 13717. **Holotipo**. QCNE227. Endémica.
- Inga yasuniana** T.D. Penn., Gen. Inga, Bot. 286-288, f. 52, map 26. 1997. NAPO: Cantón Orellana. Parque Nacional Yasuní. Carretera y Oleoducto de Maxus en construcción. Km 20, 11-ago-1993. *M. Aulestia* 338. **Holotipo**. QCNE228.
- Mucuna klitgaardiae** T.M. Moura, G.P. Lewis & A.M.G. Azevedo, Kew Bull. 68(1): 149-150, f. 3A-K. 2013. PICHINCHA: Road Calacalí-Mindo, c. km 30, 2-oct-1997. *B. B. Klitgaard, P. Lozano y A. Bruneau* 653. **Isotipo**. QCNE119851.
- Parkia balslevii** H.C. Hopkins, Fl. Neotrop. Monogr. 44: 103-106, f. 29. 1986. NAPO: Río Cuyabeno, 10 minutes by motorized canoe from junction of Ríos Cuyabeno and Aguarico, 26-ene-1984. *H. C. Hopkins y S. Leagaard* 428. **Isotipo**. QCNE231.
- Stryphnodendron porcatum** D.A. Neill & Occhioni f., Ann. Missouri Bot. Gard. 76(1): 357-359, f. 1. 1989. NAPO: 1 km north of Coca, 15-sep-1986. *D. A. Neill y W. A. Palacios* 7359. **Holotipo** QCNE233. **Isotipo** QCNE234. Endémica.
- Swartzia aureosericea** R.S. Cowan, Brittonia 37(3): 301-302. 1985. ZAMORA CHINCHIPE: Yantzaza, Forest remnants and pasture on steep slopes, 16-nov-1982. *T. D. Pennington y G. Tenorio* 10754. **Isotipo**. QCNE235. Endémica.
- Swartzia bombycina** R.S. Cowan, Brittonia 37(3): 303-304. 1985. NAPO: ca. 30 km NNW of Coca, Río Huashito, Site of Proyecto Huashito, 27-oct-1982. *T. D. Pennington* 10633. **Isotipo**. QCNE236. Endémica.
- Tachigali chrysaloides** van der Werff, Ann. Missouri Bot. Gard. 95(4): 636, 638, f. 8. 2008. MORONA SANTIAGO: Vieja Cordillera de Cutucú, Patuca-Santiago road, E of the Río Namagoza, km 25.4. Forest, 23-oct-1988. *L. J. Dorr y L. C. Barnett* 5824. **Isotipo**. QCNE237.
- Tachigali inconspicua** van der Werff, Ann. Missouri Bot. Gard. 95(4): 645, f. 11. 2008. NAPO: Estación Biológica Jatun Sacha, Río Napo, 8 km abajo de Misahuallí, 24-dic-1986. *D. A. Neill y M. Asanza* 7565. **Isotipo**. QCNE239.
- Zygia heteroneura** Barneby & J.W. Grimes, Mem. New York Bot. Gard. 74(2): 91-92, map 26. 1997. Pastaza. Río Curaray, costado sur, alrededor de la laguna Garzayacu, 20-ago-1985. *W. A. Palacios y D. A. Neill* 662. **Isotipo**. QCNE241.

GENTIANACEAE

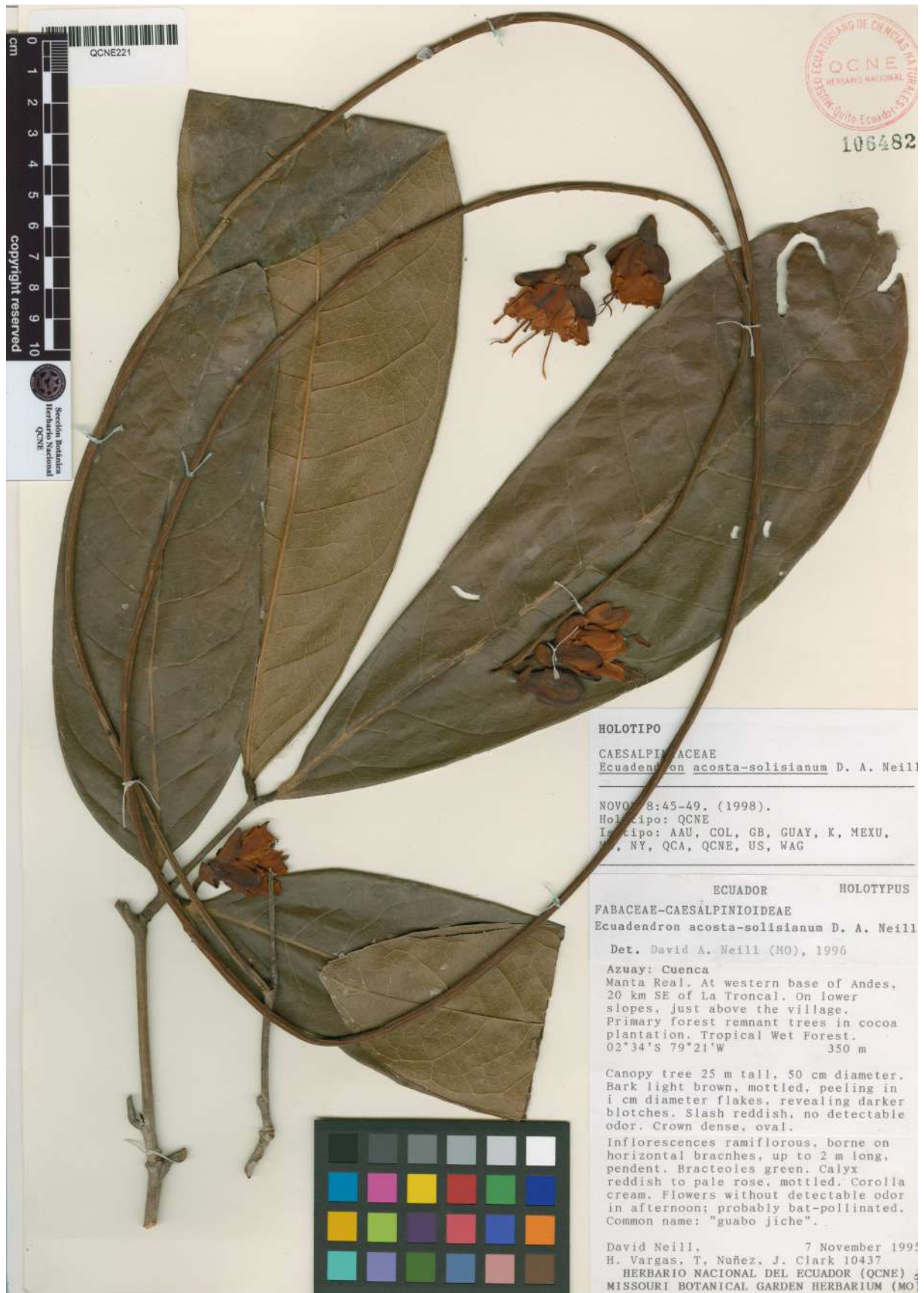


Figura 4: Holotipo (QCNE221) de *Ecuadendron acosta-solisianum* D.A. Neill.

***Gentianella oellgaardii* J.S. Pringle**, Fl. Ecuador 53: 49. 1995. LOJA-ZAMORA CHINCHIPE: Parque Nacional Podocarpus. Crest of the Cordillera de los Andes E and SE of Nudo de Cajanuma, along trail from "Centro de Informacion" toward Lagunas del Compadre, 2-mar-1989. *B. Ollgaard 90769*. **Isotipo**. QCNE245. Endémica.

***Gentianella profusa* J.S. Pringle**, Fl. Ecuador 53: 127. 1995. LOJA: Cordillera de Las Lagunitas, Amaluza-Jimbura-Zumba, Km 41, Páramo, 22-nov-1994. *P. M. Jørgensen, C. Ulloa, S. León, H. Vargas y P. Lozano 774*. **Isotipo**. QCNE246. Endémica.

***Macrocarpaea apparata* J.R. Grant & Struwe**, Harvard Pap. Bot. 8(1): 63-66, f. 1-2, 3A. 2003. LOJA: 28.8 km S of Yangana, 11-feb-2001. *J. R. Grant y L. Struwe 01-4002*. **Isotipo**. QCNE247. Endémica.

***Macrocarpaea berryi* J.R. Grant**, Harvard Pap. Bot. 9(2): 332-334, f. 13e-g. 2005. ZAMORA CHINCHIPE: Cordillera del Cóndor región. Elfin forest and semiopen areas along sandstone escarpment above and east of Tikimints, valley of Río Coangos, 20-mar-2001. *P. Berry y D. A. Neill 7665*. **Holotipo**. QCNE248. Endémica.

***Macrocarpaea bubops* J.R. Grant & Struwe**, Harvard Pap. Bot. 8(1): 66-68, f. 1, 4. 2003. ZAMORA CHINCHIPE: Along new road Loja-Zamora, 25-abr-1987. *H. van der Werff y W. A. Palacios 8986*. **Isotipo**. QCNE250.

***Macrocarpaea gondoloides* J.R. Grant**, Harvard Pap. Bot. 9(2): 320-321, f. 7a-b. 2005. CARCHI: Cantón Tulcán. Reserva Etnica Awá. Comunidad San Marcos, 25 km al NW de El Chical, parroquia Maldonado, 16-nov-1990. *D. Rubio, C. Quelal y J. Pai 1077*. **Isotipo**. QCNE251.

***Macrocarpaea jactans* J.R. Grant**, Harvard Pap. Bot. 9(2): 334-336, f. 13a-d. 2005. NAPO: Cantón Archidona. Parque Nacional Napo-Galeras, Cordillera de Galeras, Sendero hacia el Río Pucuno, 20-mar-1997. *A. Alvarez, P. Cerna y B. Shiguango 1726*. **Isotipo**. QCNE252.

***Macrocarpaea jensii* J.R. Grant & Struwe**, Harvard Pap. Bot. 8(1): 68-70, f. 1, 3B, 5. 2003. ZAMORA CHINCHIPE: Parque Nacional Podocarpus. (San Francisco entrance), trail leading west from San Francisco, 16-feb-2001, *J. R. Grant y L. Struwe 01-4047*. **Isotipo**. QCNE253. Endémica.

***Macrocarpaea lenae* J.R. Grant**, Harvard Pap. Bot. 8(1): 70-72, f. 1, 3C, 6. 2003. ZAMORA CHINCHIPE: 5 km S of Zamora towards PN Podocarpus (Bombuscara entrance), 13-feb-2001, *J. R. Grant y L. Struwe 01-4013*. **Isotipo**. QCNE254. Endémica.

***Macrocarpaea luna-gentiana* J.R. Grant & Struwe**, Harvard Pap. Bot. 8(1): 72-76, f. 1, 7-8. 2003. LOJA: Km 21 on road from Yangana to Cerro Toledo, then, trail from Cerro Toledo (ca. 300 m below antennas) towards Numbala, (to 1 Km down the trail), cool, veery

rainy, windy páramo, 14-feb-2001. *J. R. Grant y L. Struwe 01-4028*. **Isotipo**. QCNE255. Endémica.

***Macrocarpaea neillii* J.R. Grant**, Harvard Pap. Bot. 9(2): 336, f. 7c-d. 2005. NAPO: Cantón Nangaritza. Cordillera de Nanguipa. Cerro Colorado. About 8 km by air SSE of Nambija. 20 km ESE of Zamora, 18-feb-2002. *D. A. Neill, W. Quizhpe, J. M. Manzanares, A. Hirtz y T. C. DeLinks 13758*. **Holotipo**. QCNE256.

***Macrocarpaea noctiluca* J.R. Grant & Struwe**, Harvard Pap. Bot. 8(1): 76-81, f. 1, 9-10. 2003. LOJA: Nudo de Sabanilla, 15 Km S of Yangana, 10-feb-2001. *J. R. Grant y L. Struwe 01-3977*. **Isotipo**. QCNE257.

***Macrocarpaea opulenta* J.R. Grant**, Harvard Pap. Bot. 11(2): 135, f. 3. 2007. ZAMORA CHINCHIPE: Cordillera del Cóndor. 28.1 km E of Los Encuentros (as measured from the bridge crossing the Río Nangaritza E of the city center) in direction of the Paquisha Alta military camp, 24-feb-2006. *J. R. Grant, M. L. Cheung, F. Luisier y N. Villard 06-4347*. **Isotipo**. QCNE213561.

***Macrocarpaea quizhpei* J.R. Grant**, Harvard Pap. Bot. 13(2): 256, 258, f. 3a-f. 2008. ZAMORA CHINCHIPE: Nangaritza. Región de la Cordillera del Cóndor, cuenca del alto Río Nangaritza. Las Orquídeas, 11-feb-2006. *W. Quizhpe y F. Luisier 1913*. **Isotipo**. QCNE202630.

***Macrocarpaea voluptuosa* J.R. Grant**, Harvard Pap. Bot. 9(2): 336-337, f. 7i-j. 2005. CARCHI: Cantón Espejo. El Gualtal. Cresta del cerro Golondrinas Hembra, 21-ago-1994. *W. A. Palacios 12515*. **Isotipo**. QCNE258.

***Symbolanthus condorensis* J.E. Molina & Struwe**, Syst. Biodivers. 6(4): 487-488, f. 4, 15 [map]. 2008. MORONA SANTIAGO: Cantón Limón Indanza. Cordillera de Huaracayo, east of Cordillera del Cóndor and Río Coangos. Sandstone ridge, east of Shuar village of Tinkimints, 23-mar-2001. *D. A. Neill y J. M. Manzanares 13157*. **Isotipo**. QCNE157878.

***Symbolanthus jasonii* J.E. Molina & Struwe**, Syst. Biodivers. 6(4): 490-491, f. 7, 15 [map]. 2008. ZAMORA CHINCHIPE: Cordillera del Cóndor. 18.4 km E of Los Encuentros (as measured from the bridge crossing the Río Nangaritza E of the city center) in direction of Paquisha Alta military camp, 24-feb-2006. *J. R. Grant, M. L. Cheung, F. Luisier y N. Villard 06-4350*. **Holotipo**. QCNE229075.

GERANIACEAE

***Geranium pseudodiffusum* Aedo**, Syst. Bot. 35(1): 168, f. 1, 2, 3 (map). 2010. AZUAY: Páramo de Cajas. Chuspipuña. Matorral de Gynoxys, turbera, 20-jul-2006. *C. Aedo y C. Ulloa 13101*. **Isotipo**. QCNE259.

GESNERIACEAE

***Alloplectus altescandens* Mansf.**, Repert. Spec. Nov. Regni Veg. 41: 148. 1937. [Holotipo destruido]. Neotipificado por J.L. Clark. Selbyana 25: 197. 2005. MORONA SANTIAGO: Cantón San Miguel de los Cuyes.

Main trail to San Miguel de los Cuyes vía the Cordillera Morire (the I will die ridge). 7-ene-2001. *J. L. Clark y C. Morocho 5847. Isotipo*. QCNE159786. Nombre aceptado: *Glossoloma altescandens* (Mansf.) J.L. Clark.

***Alloplectus grandicalyx* J.L. Clark & L.E. Skog**, Novon 12(2): 173-175, f. 1, 2C. 2002. NAPO. Cantón. Archidona. Reserva Ecológica Antisana. Sector Guacamayos. Sendero Jumandy - La Virgen (km 30). Path follows potential oil pipe-line. Ends near Río Urcusiqui, 1-may-1998. *J. L. Clark, E. Narvaez y T. Pauchi 5449. Holotipo*. QCNE260.

***Alloplectus oblongicalyx* J.L. Clark & L.E. Skog**, Novon 15(1): 74-76, f. 3. 2005. PICHINCHA: Cantón Quito. Trail between Lloa and Mindo, 30 km W of Lloa, 12-feb-1997. *J. L. Clark y S. Clark 3903. Holotipo*. QCNE111404.

***Alloplectus tetragonoides* Mansf.**, Biblioth. Bot. 29(Heft 116): 144. 1937. [Holotipo destruido]. Neotipificado por J.L. Clark & L.E. Skog. Novon 12(2): 173-178. 2002. TUNGURAHUA: Cantón Baños. Parroquia: Río Negro. Locality near Río Topo, 17-ene-2001. *J. L. Clark y V. Duran 6000. Neotipo*. QCNE261. Nombre aceptado: *Glossoloma tetragonoides* (Mansf.) J.L. Clark.

***Columnnea carinata* J.L. Clark & L.E. Skog**, Brittonia 65(2): 186-190, f. 1a-f, 2a-e. 2013. CARCHI: Cantón Mira. Parroquia Jijon y Camaño. Unfinished road from El Carmen towards Chical. Agua Amarilla, 8-jul-2003. *J. L. Clark y E. Folleco 8507. Isotipo*. QCNE208362.

***Columnnea dodsonii* Wiehler**, Selbyana 2(1): 70, t. 20A. 1977. MANABÍ: Road to Chone, 15 km Santo Domingo, 10-jun-1997. *H. Wiehler 77108. Isotipo*. QCNE263.

***Columnnea fililoba* L.P. Kvist & L.E. Skog**, Allertonia 6(5): 356, f. 5. 1993. CARCHI: San Marcos valley. Farmland and rain forest disturbed by local Coaiquer (Awa) Amerindians, 24-nov-1983. *L. P. Kvist, A. Barford y D. Nissen 48997. Isotipo*. QCNE104279. Nombre aceptado: *Columnnea filifera* (Wiehler) L.E. Skog & L.P. Kvist.

***Columnnea fimbriicalyx* L.P. Kvist & L.E. Skog**, Allertonia 6(5): 373, f. 9. 1993. CARCHI: Primary perhumid rainforest along trail between the Coaiquer (Awá) Amerindian communities San Marcos and San Antonio located along the trail before Gualpi Bajo, 25-nov-1983. *L. P. Kvist, A. Barford y D. Nissen 48971. Isotipo*. QCNE104268.

***Cremosperma humidum* L.P. Kvist & L.E. Skog**, Nordic J. Bot. 8(3): 265, f. 2. 1988. CARCHI: Primary perhumid rainforest along trail between the Coaiquer (Awa) Amerindian communities San Marcos and San Antonio located along the trail before Gualpi Bajo, 25-nov-1983. *L. P. Kvist, A. Barford y D. Nissen 48977. Isotipo*. QCNE264.

***Cremosperma muscicola* L.P. Kvist & L.E. Skog**, Nordic J. Bot. 8(3): 265, f. 3. 1988. CARCHI: Primary perhumid rainforest along trail between the Coaiquer (Awa)

Amerindian communities San Marcos and San Antonio located along the trail before Gualpi Bajo, 25-nov-1983. *L. P. Kvist, A. Barford y D. Nissen 48978. Isotipo*. QCNE265.

***Cremosperma verticillatum* J.L. Clark & B.R. Keener**, J. Bot. Res. Inst. Texas 5(2): 499, f. 1. 2011. PICHINCHA: Quito. Mindo Loma Cloud Forest Reserve, km 73.5 vía Calacalí-La Independencia (3 km past the entrance to the village Mindo), 27-may-2007. *J. L. Clark 9775. Isotipo*. QCNE226753.

***Dalbergaria asteroloma* Wiehler**, Selbyana 2(1): 70-72, t. 20B. 1977. PICHINCHA: Montañas de Ila. La Centinella, 10-jun-1997. *H. Wiehler 77109. Isotipo*. QCNE266. Nombre aceptado: *Columnnea asteroloma* (Wiehler) L.E. Skog, Endémica.

***Gasteranthus atrolimbus* M. Freiberg**, Brittonia 52(2): 205-206, 208, f. 2. 2000. COTOPAXI: Primary montane wet forest of Bosque Protector Otonga, 30-sep-1998. *M. Freiberg 98096. Isotipo*. QCNE268. Endémica.

***Gasteranthus aurantiacus* M. Freiberg**, Brittonia 52(2): 203-205, f. 1. 2000. COTOPAXI: Primary montane wet forest on the border to Bosque Protector Otonga, 30-sep-1998. *M. Freiberg 98095. Isotipo*. QCNE269.

***Gasteranthus bilsaensis* L.E. Skog & L.P. Kvist**, Syst. Bot. Monogr. 59: 41-42, f. 7D, 17, 22. 2000. ESME-RALDAS: Bilsa Biological Station. Rana Roja trail, 25-oct-1995. *T. P. Mendoza, J. L. Clark, L. P. Kvist y L. E. Skog 561. Holotipo*. QCNE270.

***Gasteranthus divicularis* J.L. Clark**, Brittonia 64: 2, f. 1A-E, 2A-F. 2012. ZAMORA CHINCHIPE: Zamora. Buffer zone near the eastern border of Parque Nacional Podocarpus, 2.5 km S of Zamora, 4-jun-2007. *J. L. Clark y Gesneriad Research Expedition 2007 Participants 10000. Isotipo*. QCNE226346.

***Gasteranthus extinctus* L.E. Skog & L.P. Kvist**, Syst. Bot. Monogr. 59: 65-67, f. 5B, 23, 26. 2000. LOS RÍOS - PICHINCHA: Collections from path following ridge line El Centinela at crest of Montañas de Ila on road from Patricia Pilar to 24 Mayo at Km 12. Patricia Pilar is at Km 45 on road from Santo Domingo to Quevedo. 4-oct-1981, *C. H. Dodson 11595. Holotipo*. QCNE1810. Endémica.

***Gasteranthus glaber* L.E. Skog & L.P. Kvist**, Syst. Bot. Monogr. 59: 67-70, f. 7C, 19, 27. 2000. PICHINCHA: Along old road between new Santo Domingo-Quito road and Chiriboga, On slopes in wet ravines, 28-oct-1995. *T. P. Mendoza, J. L. Clark, L. P. Kvist y L. E. Skog 624. Holotipo*. QCNE271.

***Gasteranthus tenellus* L.E. Skog & L.P. Kvist**, Syst. Bot. Monogr. 59: 96-98, f. 3C, 24, 37. 2000. ESME-RALDAS: Quinindé. Community Piedrita. 10 km SW of Cube (vía pircuta), 11-jul-1996. *J. L. Clark, N. Binder y P. Hibbs 2815. Holotipo*. QCNE272. Endémica.

Gasteranthus ternatus L.E. Skog & L.P. Kvist, Syst. Bot. Monogr. 59: 98-99, f. 5C, 11A, 23. 2000. PICHINCHA: Along road between new Santo Domingo-Quito road and Chiriboga, 28-oct-1995. T. P. Mendoza, J. L. Clark, L. P. Kvist y L. E. Skog 623. **Holotipo**. QCNE273. Endémica.

Gasteranthus villosus L.E. Skog & L.P. Kvist, Syst. Bot. Monogr. 59: 101-102, f. 9D, 13G-H, 15, 38. 2000. ESMERALDAS: Bilsa Biological Station, N and NE border cut in NE part, then to Cube River tributary, then Invader Trail to Dogala Trail, 26-oct-1995. T. P. Mendoza, J. L. Clark, L. P. Kvist y L. E. Skog 594. **Holotipo**. QCNE274.

Paradrymonia lacera Wiehler, Selbyana 7: 343, t. 5a. 1984. COTOPAXI: Quevedo-Latacunga. 3 Km east of Palmar on road, 5-abr-1980. C. H. Dodson y A. H. Gentry 10194. **Isotipo**. QCNE275. Endémica.

Pearcea pileifolia J.L. Clark & L.E. Skog, Novon 19: 442, f. 1. 2009. NAPO: Cantón Tena. Parroquia Talag. Comunidad Cando North of Río Jatunyacu, 21-dic-2000. J. L. Clark, E. Narváez y V. Greff 5672. **Isotipo**. QCNE276.

Phinaea ecuadorana Wiehler, Gesneriana 1(1): 84, 86, f. 28. 1995. EL ORO: Along road from Loja to Santa Rosa, 20 km past Piñas, below cloud forest, on moist roadside cuts, in shade and dripping wet clay soil, 17-abr-1986. H. Wiehler y GRF Expedition 8652. **Holotipo**. QCNE277. Nombre aceptado: *Amalophyllon ecuadoranum* (Wiehler) J.L. Clark.

Shuaria ecuadorica D.A. Neill & J.L. Clark, Syst. Bot. 35: 670, f. 3, 4. 2010. ZAMORA CHINCHIPE: Cordillera del Cóndor región. Río Wawaime watershed, tributary of Río Quimi. Below site of proposed Ecuacorient copper mine, on ridge near 1-ha forest inventory "Wawaime Plot", 22-sep-2007. D. A. Neill, C. Davidson y S. Christoph 15912. **Holotipo**. QCNE278.

GROSSULARIACEAE

Ribes austroecuadoreense A. Freire-Fierro, Novon 8(4): 356, f. 2. 1998. LOJA: Parque Nacional Podocarpus, E of Nudo de Cajanuma, trail Centro de Información-Lagunas del Compadre. 1-feb-1989. B. Øllgaard 90339. **Isotipo**. QCNE736. Endémica.

HELICONIACEAE

Heliconia obscura Dodson & A.H. Gentry subsp. *dichroma* W.J. Kress, Brittonia 43(4): 258. 1991[1992]. MORONA SANTIAGO: Méndez-Morona, Road, 19 km from turn off from Limón-Sucúa Road, 15-oct-1989. W. J. Kress C. S. Roesel, H. E. Luther y G. K. Brown 89-2866. **Isotipo**. QCNE387.

HERNANDIACEAE

Hernandia lychnifera Grayum & N. Zamora, Novon 1(1): 17-20, f. 1, 2. 1991. LOS RÍOS: Estación Biol.

Río Palenque Km 56, Quevedo-Santo Domingo, 9-abr-1989. N. Zamora y M. Grayum 1549. **Holotipo**. QCNE279. Endémica.

LACISTEMATAACEAE

Lozania nunkui D.A. Neill & Asanza, Novon 21: 207, f. 1. 2012. MORONA SANTIAGO: Limón Indanza. Cordillera del Cóndor. Centro Shuar Kuankus. Summit of Cerro Chuank Naint ("Vulture Mountain" in Shuar), a sandstone massif. 18-sep-2005. D. A. Neill, M. Asanza, W. Quizhpe y C. Morales 14657. **Holotipo**. QCNE193709.

LAMIACEAE

Salvia sigchosica Fern. Alonso, Anales Jard. Bot. Madrid 63(2): 154-156, f. 6. 2006. COTOPAXI: Cantón Sigchos, en el bosque hacia Triunfo Bajo, 8-ago-2003. J. Ramos, J. Contreras, L. Ramos y F. Biteri 7106. **Holotipo**. QCNE280.

LAURACEAE

Aniba pilosa van der Werff, Novon 4(1): 63, f. 4. 1994. MORONA SANTIAGO: Along road Méndez-El Limón. Tree in pasture, 5-feb-1989. H. van der Werff y W. A. Palacios 10430. **Isotipo**. QCNE281. Endémica.

Aniba vulcanicola van der Werff, Novon 4(1): 65, f. 5. 1994. NAPO: Archidona. Faldas al sur del Volcán Sumaco. Carretera Hollín-Loreto, Km 31. Comuna Challua Yacu. Suelos volcánicos, 9-nov-1989. W. A. Palacios 4753. **Isotipo**. QCNE283. Endémica.

Caryodaphnopsis tomentosa van der Werff, Ann. Missouri Bot. Gard. 78(2): 409, f. 1. 1991. NAPO: Cantón Tena. Estación Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al este de Misahuallí, 7-ago-1989. W. A. Palacios 4337. **Isotipo**. QCNE285.

Cinnamomum formicarium van der Werff & Lorea-Hern. Novon 19(4): 534-536, f. 1. 2009. BOLIVAR: Along road Chillanes-El Tambo in forest remnants, 19-jul-1991. H. van der Werff, B. Gray y G. Tipaz 12498. **Isotipo**. QCNE286.

Cinnamomum lanigerum van der Werff, Novon 19(4): 536-538, f. 2. 2009. CARCHI: Espejo. Faldas del Cerro Golondrinas Hembra, 20-ago-1994. W. A. Palacios 12721. **Isotipo**. QCNE99148.

Cinnamomum napoense van der Werff, Ann. Missouri Bot. Gard. 78(2): 411, f. 2B. 1991. NAPO: Estación Biológica Jatun Sacha. 8 km al este de Misahuallí, río abajo en la margen derecha del Río Napo, 2-sep-1988. W. A. Palacios 2886. **Isotipo**. QCNE287.

Cinnamomum palaciosii van der Werff, Ann. Missouri Bot. Gard. 78(2): 415, f. 2A, 4C-F. 1991. IMBABURA: Road Otavalo-Apuela, Forest remnants along road, 14-feb-1989. H. van der Werff y W. A. Palacios 10575. **Isotipo**. QCNE288. Endémica.

Cryptocarya yasuniensis P.L.R. Moraes & van der Werff, Novon 20(2): 192-194, f. 2. 2010. ORELLANA:

Estación Científica Yasuní. Río Tiputini, al noroeste de la confluencia con el R. Tivacuno, 6 km este de la carretera Maxus, km 44, desvío hacia el pozo Tivacuno. Parcela de 50 Ha., 28-ago-1996. *K. Romoleroux, R. Foster y R. Burnham* 2478. **Isotipo.** QCNE135617.

Endlicheria griseo-sericea **Chanderb.** Fl. Neotrop. Monogr. 91: 100-102, f. 34,35. 2004. NAPO: Archidona. Volcán Sumaco. Carretera Hollin-Loreto, Km 50. Comunidad Guagua Sumaco, 5-feb-1992. *D. Rubio y A. Alvarado* 2395. **Isotipo.** QCNE289.

Endlicheria lorastemon **Chanderb.**, Fl. Neotrop. Monogr. 91: 92-94, f. 30,32. 2004. ZAMORA CHINCHIPE: Nangaritza. Pachicutza. Valle del Río Nangaritza, y faldas inferiores de la Cordillera del Cóndor, 6-dic-1990. *W. A. Palacios y D. A. Neill* 6577. **Isotipo.** QCNE290.

Licaria applanata **van der Werff**, Novon 4(1): 65, f. 6. 1994. PICHINCHA: Reserva Río Guajalito, near Chiriboga, along old road Quito-St. Domingo. 5-jul-1991. *H. van der Werff, B. Gray, G. Tipaz y J. Campaña* 12194. **Isotipo.** QCNE292.

Licaria exserta **van der Werff**, Novon 13(3): 339-340, f. 2. 2003. NAPO: Cantón Tena. Estación Biológica Jatun Sacha. 8 km al este de Misahuallí, 13-may-1990. *W. A. Palacios y E. Freire* 5111. **Holotipo.** QCNE294. Endémica.

Licaria terminalis **van der Werff**, Harvard Pap. Bot. 14(2): 158, f. 8G-H, 12. 2009. ZAMORA CHINCHIPE: PN Podocarpus. Bombuscaro entrance, 27-sep-2007. *J. Homeier* 2641. **Isotipo.** QCNE295.

Nectandra fragrans **Rohwer**, Fl. Neotrop. Monogr. 60: 191-192, f. 66. 1993. MORONA SANTIAGO: Cordillera de Cutucu. Méndez-Morona. Forest along road, 2-feb-1989. *H. van der Werff y W. A. Palacios* 10301. **Isotipo.** QCNE296. Endémica.

Nectandra parviflora **Rohwer**, Fl. Neotrop. Monogr. 60: 261-263, f. 91-92. 1993. PASTAZA: Río Curaray, costado sur, alrededores de Laguna Garzayacu, 20-ago-1985. *W. A. Palacios y D. A. Neill* 635. **Isotipo.** QCNE298.

Nectandra tomentosa **van der Werff**, Novon 13(3): 347-349, f. 9. 2003. ZAMORA CHINCHIPE: Campamento Miazi in forest and cliffs along Río Nangaritza, 19-feb-1994. *H. van der Werff, B. Gray, E. Freire y M. Tirado* 13268. **Holotipo.** QCNE299.

Ocotea brevipetiolata **van der Werff**, Novon 13(3): 350-352, f. 11. 2003. ZAMORA CHINCHIPE: Along new road Loja-Zamora, Moist cloud forest on peaty soil with Sphagnum and terrestrial lichens, 25-abr-1987. *H. van der Werff y W. A. Palacios* 9004. **Holotipo.** QCNE300.

Ocotea fistulosa **van der Werff**, Novon 22: 101, f. 3, 4. 2012. CARCHI: In secondary cloud forest above

Maldonado, 31-jul-1989. *H. van der Werff y E. Gudiño* 10800. **Isotipo.** QCNE25787.

Ocotea hirtostyla **van der Werff**, Novon 13(3): 352-353, f. 12. 2003. NAPO: Cantón Tena. Estación Biológica Jatun Sacha, 8 km al este de Misahuallí, 13-may-1990. *W. A. Palacios y E. Freire* 5100. **Holotipo.** QCNE301. Endémica.

Ocotea loxensis **van der Werff**, Novon 22(3): 352-354, f. 6. 2013. LOJA: El Tiro, shrubby páramo along road Loja-Zamora, at highest point, ca. 10 km from Loja, 23-nov-2004. *H. van der Werff, B. Gray, J. C. Ronquillo y W. Quizpe* 19600. **Isotipo.** QCNE193255.

Ocotea magnifrons **van der Werff**, Novon 22: 106, f. 5. 2012. CARCHI: Río San Juan valley, 4 hour walk below Chical, at Ortiz ranch between Peñas Blancas and El Pailón. Known locally as Goaltal. North-facing slope below ridge crest above Río San Juan, 10-jun-1993. *B. Boyle, A. Butler y E. Lloyd* 2063. **Isotipo.** QCNE137763.

Ocotea pacifica **van der Werff**, Novon 19(4): 538, f. 3. 2009. PICHINCHA: Along road Nanegal-Palmitopamba. Pasture and few rather dry forest remnants, 10-jul-1991. *H. van der Werff* 12269. **Holotipo.** QCNE302.

Ocotea palaciosii **van der Werff**, Novon 22(3): 357-359, f. 9. 2013. CARCHI: Montúfar. Al este de Mariscal Sucre, 3-ene-1994. *W. A. Palacios* 11976. **Isotipo.** QCNE98752.

Ocotea pautensis **van der Werff**, Novon 22(3): 359-361, f. 10. 2013. AZUAY: Cantón Paute. Carretera Paute - Sevilla de Oro, 29-dic-1991. *D. Rubio, C. Aulestia y K. Edwards* 2302. **Isotipo.** QCNE61938.

Ocotea rotundata **van der Werff**, Ann. Missouri Bot. Gard. 78(2): 419. 1991. LOJA: Parque Nacional Podocarpus, along road from Yangana to radio towers on Cerro Toledo, 29-abr-1987. *H. van der Werff y W. A. Palacios* 9192. **Isotipo.** QCNE303. Endémica.

Ocotea rugosa **van der Werff**, Novon 4(1): 70, f. 8. 1994. BOLIVAR: Small patches of disturbed cloud forest along first 15 km of road Chillanes-El Tambo, 18-jul-1991. *H. van der Werff, B. Gray y G. Tipaz* 12429. **Isotipo.** QCNE304.

Ocotea scalariformis **van der Werff**, Novon 13(3): 355, f. 14. 2003. ORELLANA: Yasuní National Park. 50-hectare research plot of Yasuní Forest Dynamics Project. Near Río Tiputini, 25-may-1995. *D. A. Neill* 10426. **Holotipo.** QCNE305.

Persea nudigemma **van der Werff**, Novon 4(1): 74, f. 10. 1994. NAPO: Cantón Archidona. Faldas al sur del Volcán Sumaco. Vía Hollín-Loreto. km 40, Huamaní, sobre suelos de origen volcánico, 5-oct-1989. *W. A. Palacios y C. Iguago* 4587. **Isotipo.** QCNE307.

Pleurothyrium bilocellatum **van der Werff**, Novon 19(4): 540, f. 4. 2009. ZAMORA CHINCHIPE: Nangaritza. Cordillera del Cóndor región, in upper Río Nanga-

ritza valley. Along road near Pachicutza, south of Guaymizi, 2-nov-2006. *H. van der Werff, B. Gray y W. Quizhpe* 21882. **Holotipo.** QCNE218942.

Pleurothyrium cordatum van der Werff, Novon 19(4): 540-543, f. 5. 2009. ZAMORA CHINCHIPE: In the vicinity of the mining camp at the Río Tundaime, Montane forest behind the mining camp and in pastures with scattered trees, 12-nov-2004. *H. van der Werff, B. Gray, J. C. Ronquillo y W. Quizhpe* 19537. **Holotipo.** QCNE308.

Pleurothyrium giganteum van der Werff, Ann. Missouri Bot. Gard. 80(1): 72, f. 18. 1993. LOS RÍOS: Quevedo to Sto. Domingo. Río Palenque Science Center Km 56, 13-abr-1989. *C. H. Dodson* 18219. **Holotipo.** QCNE309. Endémica.

Pleurothyrium glabrifolium van der Werff, Ann. Missouri Bot. Gard. 80(1): 72, f. 18, 22. 1993. NAPO: Río Payamino. 2-10 Km al Sur en la Carretera Coca-Loreto, 14-dic-1987. *C. E. Cerón y W. A. Palacios* 3017. **Isotipo.** QCNE310.

Pleurothyrium insigne van der Werff, Ann. Missouri Bot. Gard. 80(1): 80, f. 26, 28. 1993. NAPO: Reserva Biológica 'Jatun Sacha'. Río Napo, 8 km. río abajo de Misahuallí, margen derecha, 2-oct-1986. *W. A. Palacios* 1332. **Isotipo.** QCNE311.

Pleurothyrium tomentellum van der Werff, Ann. Missouri Bot. Gard. 80(1): 103, f. 41. 1993. PASTAZA: Pozo Petrolero "Golondrina" de PETRO-CANADA. 30 km al noroeste de Curaray, 10-jul-1989. *E. Gudiño* 12. **Isotipo.** QCNE313.

Pleurothyrium tomiwahlii van der Werff, Ann. Missouri Bot. Gard. 80(1): 106, f. 41-42. 1993. LOS RÍOS: Centinela ridge, ca. 20 km E of Patricia Pilar. Cultivated land with scattered thickets, 16-jul-1991. *H. van der Werff, B. Gray y G. Tipaz* 12365. **Isotipo.** QCNE314.

Rhodostemonodaphne synandra van der Werff, Ann. Missouri Bot. Gard. 78(2): 422, f. 7. 1991. NAPO: Estación Biológica Jatun Sacha. 8 km al este de Misahuallí, 10-feb-1986. *D. A. Neill y W. Palacios* 7129. **Isotipo.** QCNE315.

Yasunia sessiliflora van der Werff, Novon 20(4): 494, 2, 3. 2010. ORELLANA: Parque Nacional Yasuní - EY. Parcela de 50 ha PDBY, 9-jun-2009. *A. J. Pérez, M. Zambrano y M. Pabón* 4230. **Isotipo.** QCNE229857.

LECYTHIDACEAE

Grias longirachis S.A. Mori & J.L. Clark, Brittonia 52(2): 145-148, f. 1. 2000. ESMERALDAS: Quinindé. Bilsa Biological Station. Mache Mountains, 35 km W of Quinindé, 5 km W of Santa Isabel, 10-abr-1995. *J. L. Clark y Y. Troya* 684. **Holotipo.** QCNE103061. Endémica.

Grias theobromicarpa Cornejo & S. A. Mori, Brittonia 62(2): 100, f. 1, 2. 2010. PICHINCHA: Mr. Romero

private property adjacent to Santa Lucía Reserve along the trail from Maquipucuna Biological Reserve, 18-ene-2009. *X. Cornejo* 8083. **Isotipo.** QCNE228777.

Gustavia johnclarkii S.A. Mori & Cornejo, Brittonia 65(3): 333-335, 1a-e. 2013. ESMERALDAS: Quinindé. Bilsa Biological Station. Mache Mountains, 35 km W of Quinindé, 5 km W of Santa Isabel, 27-mar-1995. *J. L. Clark y Y. Troya* 513. **Holotipo.** QCNE102965.

LOASACEAE

Loasa amaluzensis Weigend, Bot. Jahrb. Syst. 118(2): 264. 1996. LOJA: 26.4 km S of Amaluza on road to Zumba, a river valley, 22-ago-1982. *S. Clemants* 2392. **Isotipo.** QCNE321. Nombre aceptado: *Nasa amaluzensis* (Weigend) Weigend. Endémica.

Loasa puma-chini Weigend, Bot. Jahrb. Syst. 118(2): 270. 1996. NAPO: Archidona. Cooperativa San Pedro de Rucullacta, 10-sep-1990. *C. E. Cerón y R. Salazar* 11968. **Holotipo.** QCNE323. Nombre aceptado: *Nasa puma-chini* (Weigend) Weigend.

LORANTHACEAE

Psittacanthus aequatorius Kuijt, Syst. Bot. Monogr. 86: 70, f. 22a-b. 2009. ZAMORA CHINCHIPE. Hills behind Campamento Miazzi along Río Nangaritz, 18-feb-1994. *H. van der Werff, B. Gray, E. Freire y M. Tirado* 13210. **Isotipo.** QCNE104930.

MAGNOLIACEAE

Magnolia lozanoi A. Vázquez & E. Castro A., Recursos Forest. Occid. México 1: 114, f. 1.5.12. 2012. MORONA SANTIAGO: Cantón Gualaquiza. Campamento Achupalla. Cordillera del Cóndor, 15 km east of Gualaquiza. 25-jul-1993. *A. H. Gentry* 80443. **Isotipo.** QCNE92267.

Magnolia palandana F. Arroyo, Phytoneuron 2013-55: 1, f. 1. 2013. ZAMORA CHINCHIPE: Palanda. Región de la Cordillera del Cóndor, sector sur. Parroquia San Francisco de Vergel. Playones. Cuenca alta del Río Vergel, 17-mar-2005, *W. Quizhpe, B. Medina, C. Aguirre y M. Prado* 1138. **Isotipo.** QCNE195035.

Magnolia striatifolia Little, Phytologia 18(3): 198, f. 2. 1969. ESMERALDAS: Tobar Donoso, 27-jul-1966, *C. Játiva* 331. **Isotipo.** QCNE327. Nombre aceptado: *Dugandiodendron striatifolium* (Little) Lozano.

Magnolia yantzazana F. Arroyo, Phytoneuron 2013-55: 5, f. 3. 2013. ZAMORA CHINCHIPE: Yantzaza. Parroquia Los Encuentros. Concesión Sachavaca, 30-jul-2011. *N. Miranda-Moyano* 3017. **Holotipo.** QCNE229536.

Talauma dixonii Little, Phytologia 18: 457. 1969. ES- MERALDAS: Río Hoja Blanca con Río Hualpi, 15-sep-1965. *E. L. Little y D. G. Dixon* 21066. **Isotipo.** QCNE328. Nombre aceptado: *Magnolia dixonii* (Little) Go vaerts.

Talauma neillii **Lozano**, Dugandiodendron & Talauma Neotróp. 71. 1994. NAPO: Carretera Lago Agrio - Coca, 7 km al sur del Río Aguatico, 16-sep-1986. *D. A. Neill, W. A. Palacios y J. Zaruma 7363*. **Isotipo**. QCNE330. Nombre aceptado: *Magnolia neillii* (Lozano) Govaerts.

MALPIGHIACEAE

Byrsonima homeieri **W.R. Anderson**, Contr. Univ. Michigan Herb. 25: 97-99, f. 1a-g. 2007. ZAMORA CHINCHIPE: Area of the Estación Científica San Francisco, road Loja-Zamora, ca. 35 km from Loja, 26-ago-2005. *J. Homeier 1566*. **Isotipo**. QCNE195378.

Hiraea ecuadorensis **C.E. Anderson**, Edinburgh J. Bot. 70(3): 423-425, f. 5a-l. 2013. MORONA SANTIAGO: Oeste de la ciudad de Macas, 24-feb-1986. *M. A. Baker 6602*. **Isotipo**. QCNE112838.

Hiraea perplexa **W.R. Anderson**, Contr. Univ. Michigan Herb. 21: 67-69. 1997. NAPO: Cantón Tena. Estación Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al este de Misahuallí, 3-sep-1989. *W. A. Palacios 4384*. **Isotipo**. QCNE332. Endémica.

Hiraea valida **W.R. Anderson**, Contr. Univ. Michigan Herb. 21: 70-72. 1997. NAPO: Cantón Tena, Estación biológica Jatun Sacha, 8 km al E de Misahuallí, 20-ene-1990. *C. E. Cerón, C. Iguago y E. Saldumbide 8370*. **Isotipo**. QCNE331.

Mascagnia aequatorialis **W.R. Anderson & C. C. Davis**, Contr. Univ. Michigan Herb. 24: 35-36, f. 2a-g. 2005. NAPO: Estación Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al este de Misahuallí, cerca a la Parcela Permanente 03., 22-oct-1988. *C. E. Cerón y C. Iguago 5475*. **Isotipo**. QCNE333.

Mezia tomentosa **W.R. Anderson**, Contr. Univ. Michigan Herb. 21: 82-84, f. 6. 1997. PASTAZA: Pozo petrolero "Masaramu" de UNOCAL. 40 km al nor-orientado de Montalvo, 1-may-1990. *S. Espinoza 244*. **Isotipo**. QCNE334. Endémica.

Stigmaphyllon eggertii **C.E. Anderson**, Contr. Univ. Michigan Herb. 19: 422. 1993. MANABÍ: Estero Perro Muerto. Machalilla National Park, below San Sebastian TRANSECT # 9-10, 23-ene-1991. *A. H. Gentry y C. Josse 72667*. **Isotipo**. QCNE335. Endémica.

MALVACEAE

Gyranthera amphibiolepis **W. Palacios**, Caldasia 34(1): 78-79, f. 6. 2012. MORONA SANTIAGO: 10 km al S del puente sobre Río Pastaza en la vía Puyo -Macas, ago-2001. *W. A. Palacios 14911*. **Holotipo**. QCNE234176.

Matisia longipes **Little**, Phytologia 18: 200, f. 3. 1969. ESMERALDAS: Alto Tambo, 5 km O, 23-sep-1965. *E. L. Little, Jr y R. G. Dixon 21125*. **Isotipo**. QCNE164984. Nombre aceptado: *Quararibea longipes* (Little) Montiel.

Matisia uberrima **Fern. Alonso**, Revista Acad. Colomb. Ci. Exact. 25(95): 195, f. 6. 2001. NAPO. Cantón Orellana. Parque Nacional Yasuní. Carretera de Maxus en construcción, Km 18-20, 5-mar-1993. *J. Zuleta 324*. **Holotipo**. QCNE64. Endémica.

Nototriche ecuadoriensis **Fryxell**, Contr. Univ. Michigan Herb. 17: 164. 1990. COTOPAXI-NAPO: Road San Miguel (Salcedo) - Puerto Nuevo (Napo) (under construction), 29 km from San Miguel (Cerro Verde Filo), 1-oct-1976. *B. Øllgaard y H. Balslev 9929*. **Isotipo**. QCNE336. Endémica.

Pentaplaris huaoranica **Dorr & C. Bayer**, Brittonia 51(2): 143-145, f. 1, 2B, 6A-B, 7. 1999. NAPO: Aguatico. Reserva Etnica Huaorani. Carretera y oleoducto de Maxus, Km 120. Plataforma del Pozo Ginta, 15-may-1995. *M. Aulestia 3648*. **Holotipo**. QCNE760. Endémica.

Phragmotheca ecuadorensis **W.S. Alverson**, Brittonia 43(2): 84, f. 4F, 6. 1991. NAPO: Reserva Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km abajo de Misahuallí, 17-ene-1987. *D. A. Neill y C. E. Cerón 7577*. **Isotipo**. QCNE65. Endémica.

Quararibea caldasiana **Fern. Alonso**, Revista Acad. Colomb. Ci. Exact. 25(95): 198-200, f. 7. 2001. CAÑAR: La Troncal. Manta Real, 8-nov-1995. *J. L. Clark, D. A. Neill, T. Nuñez y H. Vargas 1583*. **Holotipo**. QCNE69.

Quararibea casasecae **Fern. Alonso & Castro**, Anales Jard. Bot. Madrid 59(1): 155, f. 3. 2001. ESMERALDAS: Cantón Quinindé. The Mache-Chindul Ecological Reserve. Bilsa Biological Station, 35 Km W of Quinindé, 2-oct-1996. *J. L. Clark 3000*. **Holotipo**. QCNE70. Endémica.

Spirotheca awadendron **Fern. Alonso**, Revista Acad. Colomb. Ci. Exact. 25(95): 201-203, f. 9. 2001. ESMERALDAS: Cantón Quinindé. The Mache-Chindul Ecological Reserve. Bilsa Biological Station. Mache Mountains, 35 km W of Quinindé, 1-ene-1997. *J. L. Clark, E. Austen, S. Bennett y D. Kapan 3708*. **Holotipo**. QCNE71. Endémica.

Sterculia corrugata **Little**, Phytologia 18(7): 416, f. 10. 1969. ESMERALDAS: Borbón. Brazo largo. 5 km. E. de Borbón, 9-sep-1965. *E. L. Little y R. G. Dixon 21025*. **Isotipo**. QCNE749.

MARANTACEAE

Calathea neillii **H. Kenn.**, J. Bot. Res. Inst. Texas 7(1): 161-164, f. 1, 3a-b. 2013. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Yantzaza. Cordillera del Cóndor región. Río Machinaza watershed, east of Los Encuentros. Refugio de Vida Silvestre "El Zarza". Near San Antonio guard post. 0.25-hectare forest inventory plot, "Aurelian Plot 9", 23-jul-2009. *D. A. Neill, W. Quizhpe y D. Vela 16668*. **Holotipo**. QCNE235694.

MARCGRAVIACEAE

Ruyschia andina de Roon, Novon 15(3): 415. 2005. ZAMORA CHINCHIPE: Road Loja- Zamora, Km 28,3, 27-dic-1997. G. P. Lewis, P. Lozano y C.C. Berg 3733. **Isotipo**. QCNE337.

MELASTOMATACEAE

Blakea attenboroughii Penneys, Proc. Calif. Acad. Sci., ser. 4, 4, 60(6): 69-72, f. 1a-i. 2009. TUNGURAHUA: Reserva Ecológica Cerro Candelaria (Fundación Eco-Minga), Río Chinchin Grande, nov-2007. L. Jost, J. Robayo, A. Recalde y J. Recalde 8545. **Holotipo**. QCNE227574.

Blakea subpanduriformis E. Cotton & Matezki, Brittonia 55(1): 74-76, f. 1. 2003. ZAMORA CHINCHIPE: San Francisco Research Station, ca. 30 km from the city of Loja on hwy. toward Zamora, 2-dic-2000. S. Matezki 346. **Isotipo**. QCNE338. Endémica.

Brachyotum incrassatum E. Cotton, Nordic J. Bot. 20(2): 185-186, f. 4a-e. 2000. LOJA: 1 Km S of Yanguana, track to Sierra Toledo. Km 19.5., 14-ene-1998. G. P. Lewis y C. E. Hughes 3782. **Isotipo**. QCNE340. Endémica.

Brachyotum johannes-julii E. Cotton, Nordic J. Bot. 20(2): 187,189-190, f. 6a-e. 2000. LOJA: Parque Nacional Podocarpus. Above Nudo de Cajanuma. Mirador, above 'Centro de Informacion, 14-may-1984. B. Øllgaard, J. E. Madsen y D. E. Christensen 74157. **Isotipo**. QCNE341. Endémica.

Huilaea ecuadorensis Wurdack, Phytologia 69(5): 324-325. 1990. MORONA SANTIAGO-AZUAY: Gualaceo (Prov. Azuay) - Limón (Prov. Morona Santiago) road, 21.1 km SE and below highest pass, 15-jun-1989. L. J. Dorr y I. Valdespino 6294. **Isotipo**. QCNE342. Endémica. Nombre aceptado: *Chalybea ecuadorensis* (Wurdack) Penneys & M.E. Morales.

Meriania aurata C. Ulloa, D. Fernández & D. A. Neill. Novon 17(4): 525-528, f.1. 2007. TUNGURAHUA: Baños. Parque Nacional Llanganates. Cordillera Sacha Llanganates. Ridge above Río Zuñac, 27-nov-2001. D. A. Neill, L. Jost, J. Caranqui y E. R. Toapanta 13423. **Isotipo**. QCNE234135. Endémica. (Fig. 5)

Meriania finicola Wurdack, Phytologia 55(3): 132-133. 1984. NAPO: Carretera Santa Bárbara - La Bonita km 18, 17-may-1982. H. Balslev, J. L. Luteyn y B. Boom 2575. **Isotipo**. QCNE343.

Meriania franciscana C. Ulloa & Homeier, Anales Jard. Bot. Madrid 65(2): 383, f. 1. 2008. ZAMORA CHINCHIPE: Reserva San Francisco. Road Loja-Zamora, ca. 35 km from Loja, 28-jul-2007. J. Homeier 2625. **Holotipo**. QCNE225593.

Miconia machinazana C. Ulloa & D.A. Neill, PhytoKeys 12: 36-40, f. 1-4. 2012. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Paquisha. Cordillera del Cóndor. The Machinaza plateau. About 500 m west of the Ecuador-Peru international border, near end of trail from Paquisha Alto military post, 23-jun-2009. D. A. Neill y C. Kajekai 16909. **Isotipo**. QCNE227134.

Mouriri laxiflora Morley, Novon 8(1): 41. 1998. NAPO: Aguatico. Reserva Etnica Huaorani. Carretera y oleoducto de Maxus en construcción, Km 71, al sur del Río Tivacuno, 15-ene-1994. M. Aulestia y I. Ima 1575. **Isotipo**. QCNE344. Endémica.

Phainantha shuariorum C. Ulloa & D.A. Neill, Novon 16(2): 282-284, f. 1-2. 2006. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón El Pangui. Vicinity of mining camp at the Río Tundayme, Along road to military base El Condor, 7-nov-2004. H. van der Werff, B. Gray y W. Quizhpe 19410. **Holotipo**. QCNE345. Endémica.

Topobea adscendens E. Cotton & Matezki, Brittonia 55(1): 76-78, f. 2. 2003. ZAMORA CHINCHIPE: San Francisco Research Station, ca. 30 km from the city of Loja on hwy. toward Zamora, 2-dic-2000. S. Matezki 344. **Isotipo**. QCNE346. Nombre aceptado: *Blakea adscendens* (E. Cotton & Matezki) Penneys & Judd. Endémica.

Topobea bullata E. Cotton & Matezki, Brittonia 55(1): 78-81, f. 3. 2003. ZAMORA CHINCHIPE: Area of ECSF (Estación Científica San Francisco) Research Station approx. 30 km away from the city of Loja on highway towards Zamora, 5-sep-2001. S. Matezki 396. **Isotipo**. QCNE163407. Nombre aceptado: *Blakea bullata* (E. Cotton & Matezki) Penneys & Judd.

MELIACEAE

Carapa megistocarpa A.H. Gentry & Dodson, Ann. Missouri Bot. Gard. 75(4): 1434-1436, f. 2. 1988[1989]. PICHINCHA: Centinela, km 12 carretera Patricia Pilar-24 de Mayo, altura de km 47 Santo Domingo-Quevedo. En la cima de las Montanas de Ila. 26-jul-1984. C. H. Dodson, A. H. Gentry, W. A. Palacios y J. Zaruma 14492. **Isotipo**. QCNE348. Endémica.

Guarea ecuadoriensis W. Palacios, Novon 4(2): 160-162, f. 4. 1994. NAPO: Estación INIAP - PAYAMINO. Reserva Florística "El Chunchu", 17-jun-1987. W. A. Palacios 1633. **Holotipo** QCNE354. **Isotipo** QCNE352.

Guarea persistens W. Palacios, Fl. Ecuador 82: 36, f. 4. 2007. NAPO: Cantón Archidona. Faldas al sur del Volcán Sumaco. Vía Hollín-Loreto, km 40. Huamaní, 5-oct-1989. W. A. Palacios y C. Iguago 4561. **Holotipo**. QCNE355.

Guarea riparia W. Palacios, Novon 4(2): 158-160, f. 3. 1994. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritza. Punta de Pachicutza-Miazi. Orilla del Río Nangaritza. Cordillera del Cóndor, 20-oct-1991. W. A. Palacios 8444. **Holotipo**. QCNE359.

Guarea subandina W. Palacios, Fl. Ecuador 82: 44, f. 5. 2007. ZAMORA CHINCHIPE: La Esmeralda. Cooperativa San Francisco de Numbala Alto, ene-1995. W. A. Palacios y M. Tirado 13112. **Holotipo**. QCNE360.

Ruagea membranacea W. Palacios, Novon 4(2): 162-164, f. 5. 1994. NAPO: Cantón El Chaco. Margen derecha del Río Quijos. Finca "La Ave Brava" de Segundo



Figura 5: Isotipo (QCNE234135) de *Meriania aurata* C. Ulloa, D. Fernández & D. A. Neill.

Pacheco, 7-sep-1990. W. A. Palacios 5445. **Holotipo**. QCNE362. Endémica.

Trichilia obovata W. Palacios, Novon 4(2): 157-158, f. 2. 1994. PASTAZA: Pozo petrolero "Danta 2" de UNOCAL. 50 km. al sur-sureste de Curaray, 1-oct-1990. D. Rubio y T. Coba 855. **Holotipo**. QCNE364.

Trichilia primogenita W. Palacios, Novon 4(2): 155-157, f. 1. 1994. CARCHI-ESMERALDAS: Wet evergreen forest, near Lita, 19-may-1987. H. van der Werff, C. H. Dodson y W. A. Palacios 9502. **Holotipo**. QCNE366. Endémica.

MENISPERMACEAE

Disciphania tricaudata Barneby, Brittonia 42(3): 180-181, f. 1G-J. 1990. NAPO: Vía Hollin-Loreto. Entre Río Guamani y Río Pucuno, Km 40. 17-dic-1987. W. A. Palacios 2269. **Isotipo**. QCNE367. Endémica.

MORACEAE

Brosimum multinervium C.C. Berg, Novon 6(3): 230-232, f. 1. 1996. PASTAZA: Carretera de PETRO-CANADA en construcción. Vía Auca, 115 km al sur de Coca, 4 km al sur del Río Tigüino, 22-feb-1989. V. Zak 3955. **Holotipo**. QCNE374.

Ficus banosensis C.C. Berg, Fl. Ecuador 85: 68-70, f. 10. 2009. TUNGURAHUA: Cantón Baños. Cerca de la cascada de Río Pastaza, 26-oct-1995. R. A. Pinos, B. Ron y S. Peñafiel RBS-046. **Isotipo**. QCNE375.

Ficus carchiana C.C. Berg, Novon 6(3): 232, f. 2. 1996. CARCHI: Bellow Maldonado ca. 90 km W of Tulcán, Steep slopes above ravine, disturbed mixed montane forest with many Lauraceae, 9-oct-1982. T. D. Pennington y J. F. de la Cruz 10501. **Isotipo**. QCNE376.

Ficus ceronii C.C. Berg, Fl. Ecuador 85: 76-78, f. 11. 2009. SUCUMBÍOS: Cantón Tarapoa. R.P.F. Cuyabeno. Sendero entre la Hormiga y el Saladero, Neotropical. Parcela permanente de 1 ha, 5-mar-2001. C. E. Cerón, M. Cevallos, I. Pillajo, C. Reyes, W. Sarabia y M. Yáñez 43376. **Isotipo**. QCNE234139.

Ficus cotopaxiensis C.C. Berg, Blumea 52(3): 569-571, f. 1a-d. 2007. COTOPAXI: Road Quevedo-Latacunga, Between El Tingo and Guayacal, roadside, 17-feb-1981. C. C. Berg 1275. **Isotipo**. QCNE377.

Ficus dodsonii C.C. Berg, Fl. Ecuador 85: 93-94, f. 16. 2009. NAPO: Km 2, carretera nueva Cotundo-Coca. Colecciones desde un lote de montana virgen cortada el día anterior, 5-ago-1984. C. H. Dodson, A. H. Gentry, W. A. Palacios y J. Zaruma 15103. **Isotipo**. QCNE378.

Ficus ecuadorensis C.C. Berg, Blumea 52(3): 571-573, f. 2a-b. 2007. NAPO: Orellana. Parque Nacional Yasuní. Carretera y oleducto de Maxus en construcción, Km 46 al Pozo Capiron, 6-sep-1993. A. Dik 396. **Holotipo**. QCNE379.

Ficus jacobii Vázq. Avila subsp. *mantana* C.C. Berg, Blumea 52(3): 576-577, f. 5a-d. 2007. MANABI: Manta. Parroquia San Lorenzo. 2 km east of Santa Rosa. La Hornilla, 8-may-1999. D. A. Neill y QCNE Botany Interns 11870. **Holotipo**. QCNE380.

Ficus lacunata Kvitvik, Brittonia 49(2): 270-272, f. 1. 1997. IMBABURA: Cantón. Cotacachi. Carretera Apuela - Cotacachi, arriba de Apuela, Sitio Pucará, Bosque Getzemaní, 4-abr-1990. W. A. Palacios y C. Iguago 4837. **Holotipo**. QCNE381. Endémica.

Ficus loxensis C.C. Berg, Blumea 52(3): 577-578, f. 6a-f. 2007. LOJA: Parroquia Vilcabamba. Sector Yamburara, 4-sep-1990. C. E. Cerón y L. Ocampo 11852. **Isotipo**. QCNE382.

Ficus quichuana C.C. Berg, Blumea 52(3): 584-586, f. 9a-g. 2007. NAPO: Margen derecho del Río Napo, 8 km de Puerto Misahuallí, 7-sep-1988. W. A. Palacios 2964. **Holotipo**. QCNE383.

Ficus rieberiana C.C. Berg, Novon 6(3): 234, f. 4. 1996. CARCHI: Cantón Tulcán. Reserva Awa. Comunidad de San Marcos, 25 km al NW del Chical, 16-nov-1990. D. Rubio, C. Quelal y J. Pai 1068. **Holotipo**. QCNE384.

Ficus sumacoana C.C. Berg, Blumea 52(3): 589-591, f. 13a-c. 2007. NAPO: Cantón Archidona. Faldas al sur del Volcán Sumaco. Carretera Hollín-Loreto, km 45, desvío de nueva carretera a Galerías, 10-nov-1989. W. A. Palacios 4746. **Isotipo**. QCNE385.

Naucleopsis humilis C.C. Berg, Novon 6(3): 238, f. 7. 1996. PASTAZA: Río Curaray, costado sur, alrededores de la Laguna Garzayacu, 20-ago-1985. D. A. Neill y W. A. Palacios 6663. **Holotipo**. QCNE386.

MYRISTICACEAE

Virola dixonii Little, Phytologia 19: 255. 1970. ESMERALDAS: San Antonio. 20Km. S. Borbón en Río Cayapas, 18-sep-1965. E. L. Little y R. G. Dixon 21092. **Isotipo**. QCNE390.

Virola reidii Little, Selbyana 2: 297-298, f. 2D. 1978. ESMERALDAS: Río Hoja Blanca con Río Hualpi, 14-sep-1965. E. L. Little y R. G. Dixon 21065. **Isotipo**. QCNE392.

MYRTACEAE

Calyptanthus aequatoriensis M.L. Kawas., Harvard Pap. Bot. 15(1): 107, f. 1. 2010. NAPO: Reserva Florística 'El Chuncho'. Estación INIAP, 5 km al NW de Coca, 2-oct-1987. W. A. Palacios 2013. **Isotipo**. QCNE399.

Calyptanthus nervata M.L. Kawas. & B. Holst, Harvard Pap. Bot. 14(1): 5-8, f. 2a-f. 2009. NAPO: Joya de los Sachas. Comunidad de Pompeya, lado sur del río Napo. Campamento de Maxus. Río Jivino. Carretera Maxus km 1-5, 1-oct-1992. A. Grijalva y N. Andi 158. **Holotipo**. QCNE400.

Calyptanthus sparsiflora M.L. Kawas. & B. Holst, J. Bot. Res. Inst. Texas 3(1): 125-128, f. 3. 2009. SUCUMBÍOS. Cantón Lago Agrio. Reserva Cuyabeno. Laguna Canangüeno, 18-nov-1991. W. A. Palacios, G. Tipaz, D. Rubio, E. Gudiño y M. Aulestia 9126. **Holotipo**. QCNE401.

Eugenia aequatoriensis M.L. Kawas. & B. Holst, J. Bot. Res. Inst. Texas 3(2): 609-611, f. 1. 2009. LOJA: Bosque El Tundo, propiedad de la fundación ARCOIRIS, on track off road Sozoranga-Macará, ca. km 1, 12-jun-1996. B. B. Klitgaard, B. Ståhl, P. Lozano, T. Delgado, F. Elizalde, H. Alejandro y F. Tinitana 173. **Isotipo**. QCNE402.

Eugenia castaneiflora M.L. Kawas. & B. Holst, J. Bot. Res. Inst. Texas 3(2): 611, f. 2. 2009. MANABÍ: Cantón Pedernales. 34 km north of Pedernales along new coastal highway, near village of Chindul, 28-ago-1998. D. A. Neill y QCNE Botany Interns 11447. **Isotipo**. QCNE403.

Eugenia churutensis Cornejo, Harvard Pap. Bot. 10(1): 61-62, f. 1. 2005. GUAYAS: Reserva Ecológica Andrade. Bosque seco tropical. Km 43 vía Guayaquil-Machala, 1-feb-2003. X. Cornejo y C. Bonifaz 7608. **Isotipo**. QCNE404. Endémica.

Eugenia concava B. Holst & M.L. Kawas., J. Bot. Res. Inst. Texas 2(1): 299, f. 2a-f. 2008. GUAYAS: Guayaquil. Bosque Protector Cerro Blanco. Carretera Guayaquil - Salinas, Km 15, ene-1994. T. Núñez y A. Hernández 197. **Holotipo**. QCNE405.

Eugenia crassimarginata M.L. Kawas. & B. Holst, J. Bot. Res. Inst. Texas 3(2): 611-614, f. 3. 2009. COTOPAXI: Tenefuerste. Río Pilaló, km 52-53, Quevedo, Latacunga, 7-feb-1982. C. H. Dodson y A. H. Gentry 12168. **Isotipo**. QCNE406.

Eugenia grossa B. Holst & M.L. Kawas., J. Bot. Res. Inst. Texas 2(1): 299-303, f. 3a-d. 2008. CARCHI: Párrquia Tobar Donoso. Sector Sabalera. Reserva Indígena Awá. Bosque primario Noreste Casa Comunal, 19-jun-1992. G. Tipaz, J. Zuleta y N. Guanga 1370. **Holotipo**. QCNE407.

Eugenia longisepala M.L. Kawas. & B. Holst, J. Bot. Res. Inst. Texas 3(2): 614-616, f. 4. 2009. SUCUMBÍOS: Sacha Lodge, 3 km NW of the village Añangu, near the Napo river, 5-jun-1995. J. L. Clark, L. Demattia y T. Miller 1176. **Isotipo**. QCNE408.

Eugenia prolongata M.L. Kawas. & B. Holst, Selbyana 30(1): 103, f. 2. 2009. BOLIVAR: Along road Chillanes-El Tambo, in forest remnants, 19-jul-1991. H. van der Werff, B. Gray y G. Tipaz 12513. **Isotipo**. QCNE409.

Eugenia pusilliflora M.L. Kawas. & B. Holst, J. Bot. Res. Inst. Texas 3(2): 616, f. 5. 2009. NAPO: Cantón Tena. Estación Biológica Jatun Sacha. 8 km al este de Misahuallí. Bosque primario, cerca al riachuelo Chinguipino. Parcela Permanente 03, 16-feb-1990. C. E. Cerrón, M. Crizón y C. Iguago 8667. **Holotipo**. QCNE410.

Eugenia yasuniana B. Holst & M.L. Kawas., Sida 22(2): 934, f. 2. 2006. NAPO: Estación Científica Yasuní. Tiputini, NW of confluence with Tivacuno River, 6 km E of main Maxus road, km 44, on spur road to Tivacuno oil well, near 50 ha plot, sendero Norte, 21-nov-1995. K. Romoleroux y R. Foster 2021. **Isotipo**. QCNE411.

Myrcia aequatoriensis M.L. Kawas. & B. Holst, J. Bot. Res. Inst. Texas 3(1): 128-130, f. 4. 2009. SUCUMBÍOS: Reserva Faunística Cuyabeno. Laguna Grande and surroundings, including Río Cuyabeno from Pto. Bolívar to above Laguna Cañangueno, 11-mar-1990. H. Balslev, C. C. Berg, M. Gavilanes, A. Thygesen y D. E. Christensen 97496. **Isotipo**. QCNE413.

Myrcia subcordifolia B. Holst & M.L. Kawas., J. Bot. Res. Inst. Texas 2(1): 303, f. 4a-f. 2008. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritza. Valle del Río Nangaritza. Miazi. Bosque sobre pendientes fuertes de roca caliza o de pizarra, 10-dic-1990. W. A. Palacios 6723. **Holotipo**. QCNE414.

OCHNACEAE

Quiina zamorensis J.V. Schneid. & Zizka, Candollea 67(2): 265, f. 2. 2012. ZAMORA CHINCHIPE: Area of the Estación Científica San Francisco. Road Loja-Zamora, ca. 30 km from Loja, 16-mar-2000. J. Homeier 333. **Isotipo**. QCNE157307.

OLACACEAE

Heisteria erythrocarpa P. Jørg. & C. Ulloa, Fl. Ecuador 69: 82, f. 18. 2002. COTOPAXI: Tenefuerste. Río Pilaló, km 52-53, Quevedo-Latacunga, 8-mar-1982. C. H. Dodson y P. M. Dodson 12919. **Holotipo**. QCNE416. Endémica.

Heisteria pacifica P. Jørg. & C. Ulloa, Fl. Ecuador 69: 72, f. 16. 2002. ESMERALDAS: Cantón Quinindé. Reserva Ecológica Mache-Chindul. Bilsa Biological Station, 35 km W of Quinindé. Permanent Plot #3, 20-mar-1998. J. L. Clark y C. Pallis 4796. **Holotipo**. QCNE417. Endémica.

ORCHIDACEAE

Acianthera cornejoii Luer, Harvard Pap. Bot. 16(2): 311, f. 1. 2011. NAPO: Llanganates, parte baja, 23-nov-2010. X. Cornejo, T. Montenegro, H. Greff y V. Vidal 8381. **Isotipo**. QCNE229065.

Aspidogyne sumacoensis Ormerod, Harvard Pap. Bot. 13(1): 58, f. 3a-f. 2008. NAPO: Cantón Archidona. Reserva de Biósfera Sumaco. Cordillera de Galeras. Bosque Protector de la Comunidad Mushullacta, 28-feb-2003. W. Farfán y D. A. Neill 452. **Isotipo**. QCNE420.

Benzingia hirtzii Dodson, Lankesteriana 9(3): 527. 2010. (21 Jan 2010). IMBABURA: 8 km east of Lita on road Ibarra and 8 Km up road from Cachaco to Santa Rosa de Cachaco, 19-ene-1987. C. H. Dodson, A. Hirtz, D. Benzing y C. A. Luer 16893. **Isotipo**. QCNE421. Endémica.

- Brachionidium andreettae* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 57: 14-15, pl. 2. 1995. ZAMORA CHINCHIPE: Epiphytic in forest along the new road between Loja and Zamora, 22-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13607. **Isotipo**. QCNE422. Endémica.
- Brachionidium dodsonii* Luer**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 57: 38-39, pl. 14. 1995. NAPO: Cordillera de Guacamayo on eastern slope on road from Baeza to Tena, 22-jun-1987. C. H. Dodson y M. W. Chase 17206. **Isotipo**. QCNE423. Endémica.
- Brachionidium elegans* Luer & Hirtz**, Orchidee (Hamburg) 37(1): 23. 1986. ZAMORA CHINCHIPE: Epiphytic in scrub cloud forest east of the pass east of Loja, 21-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10704. **Isotipo**. QCNE424.
- Brachionidium hirtzii* Luer**, Lindleyana 1(3): 174. 1986. ZAMORA CHINCHIPE: Epiphytic in cloud forest, Cajanuma Range, south of Loja, 21-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10748. **Isotipo**. QCNE425. Endémica.
- Brachionidium rugosum* Luer & Hirtz**, Lindleyana 1(3): 178. 1986. LOJA: Epiphytic in scrubby brush in paramo, army road, east of Yangana, 22-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10777. **Isotipo**. QCNE426. Endémica.
- Campylocentrum embreei* Dodson**, Orquideología 19(1): 81. 1993. EL ORO: Junction of old road and new road Piñas, 19-abr-1989. C. H. Dodson, N. Williams, R. Dressler, M. Whitten y A. Embree 17962. **Isotipo**. QCNE427. Endémica.
- Campylocentrum hirtzii* Dodson**, Icon. Pl. Trop., ser. 2. 2. 5: pl. 409. 1989. PICHINCHA: Tandapi, new road Quit-Santo Domingo, 15-jul-1983. A. Hirtz 1231. **Isotipo**. QCNE428. Endémica.
- Crossoglossa nanegalensis* Dodson**, Orquideología 19(1): 88. 1993. PICHINCHA: Tandayapa on road Quito-Nono-Nanegal, feb-1985. A. Hirtz 2210. **Isotipo**. QCNE429. Nombre aceptado: *Crossoglossa nanegalensis* Dodson ex Dodson. Endémica.
- Cynoches thurstonorum* Dodson**, Icon. Pl. Trop., ser. 2. 2. 5: pl. 432. 1989. NAPO: Km 25-35, Pto Napo-Puyo, 23-jun-1987. C. H. Dodson y M. W. Chase 17249. **Isotipo**. QCNE430. Endémica.
- Dichaea cachacoensis* Dodson**, Orquideología 19(1): 100. 1993. IMBABURA: Lita. 8 Km on road south of road Cachaco, then up old trail to Río verde, 30-dic-1990. C. H. Dodson, T. Neudeckern y H. Volles 18653. **Isotipo**. QCNE432. Endémica.
- Dracula trigonopetala* Gary Mey. & Baquero ex A. Doucette**, Phytotaxa 74: 59. 2012. Pichincha: Quito, from material cultivated by Luis Baquero. abril-2011. *FLORE 1887*. **Holotipo**. QCNE229964.
- Dryadella dodsonii* Luer**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 76: 161-162. 1999. ESMERALDAS: Lita-San Lorenzo. Km 40, 15-ago-1991. C. H. Dodson, W. Dodson y M. Whitten 18798. **Isotipo**. QCNE434.
- Elleanthus tandapianus* Dodson**, Orquideología 19(2): 138. 1994. PICHINCHA: Km 72 Santo Domingo to Quito, 21-ene-1987. C. H. Dodson 16901. **Isotipo**. QCNE435. Endémica.
- Epidendrum agoyanense* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 102. 1993. TUNGURAHUA: Baños-Puyo. Agoyán entre río Blanco y río Verde. Ca. 3 km debajo de la salida del túnel, Talud, litófito, 9-dic-1986. E. G. Hágsater y C. H. Dodson 9121. **Holotipo**. QCNE437. Endémica.
- Epidendrum guaricoense* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 404. 2001. SUCUMBIOS: Cantón Lago Agrio. Reserva Faunística Cuyabeno. Río Aguarrico, Frente a la desembocadura del Río Pacuyacu, pantano, con tierra firme solo en la orilla del río, 1-oct-1991. W. A. Palacios, C. Quelal, C. Aulestia, N. Revelo y E. Freire 8004. **Holotipo**. QCNE438. Endémica.
- Epidendrum allisonii* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 405. 2001. NAPO: Km 72 on road Quito to Baeza at Cuyuja, 29-may-1986. C. H. Dodson y T. Dodson 16426. **Holotipo**. QCNE439. Endémica.
- Epidendrum ampelospatum* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 7(4): t. 703. 2004[2005]. MORONA SANTIAGO: Gualaquiza. San Miguel de Cuyes. Bosque Protector Tambillo, jul-1997. L. Suin y H. Zhunio 259. **Holotipo** QCNE442. **Isotipo** QCNE441. Endémica.
- Epidendrum aristoloides* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 413. 2001. LOJA: New road Jimbura to Zumba, about 5 km N of Pass., 21-feb-1986. A. Embree 39. **Isotipo**. QCNE446.
- Epidendrum baezense* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 111. 1993. NAPO: km 6 Pifo-Baeza, 5-nov-1987. E. G. Hágsater 7761. **Holotipo**. QCNE447. Endémica.
- Epidendrum bonitense* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 113. 1993. SUCUMBÍOS: Municipio Santa Bárbara. Km 61.3 desviación de la carretera Tulcán-Ibarra, unos 500 m antes del puente, 17-oct-1991. E. G. Hágsater y C. H. Dodson 10821. **Holotipo**. QCNE449. Endémica.
- Epidendrum brevicernuum* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 421. 2001. CARCHI: Tulcán, km 9.8 al sur de Tulcán hacia Ibarra, 10-jul-1990. E. G. Hágsater, C. H. Dodson, D. Rubio y N. Revelo 10676. **Holotipo**. QCNE450.
- Epidendrum calacaliense* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 424. 2001. PICHINCHA: Calacalí, Pululagua-La Iberia, ene-1984. A. Hirtz 1505. **Holotipo**. QCNE451. Endémica.

***Epidendrum calyptroides* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 426. 2001. NAPO: Km 27 Pifo-Baeza-El Chaco, steep bank, constant moist, 20-jul-1984. *E. G. Hágsater 7733. Holotipo*. QCNE452.

***Epidendrum campylorhachis* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 7(4): t. 717. 2004[2005]. MORONA SANTIAGO: Cantón Gualaquiza. Cordillera del Cóndor, ridge top above Banderas, near disputed Ecuador-Peru border, 17-jul-1993. *A. H. Gentry 80002. Isotipo*. QCNE91891. Endémica.

***Epidendrum chiguindense* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 7(4): t. 722. 2004[2005]. MORONA SANTIAGO: Chiguinda, 1600 m., collected by Hugo Medina Troyani, Hort. Ecuagenera, 8-mar-2003. *E. G. Hágsater 13864. Holotipo*. QCNE453. Endémica.

***Epidendrum chrysanthum* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 427. 2001. CARCHI: Cantón Tulcán. km 39 Tulcán Maldonado, pasando el puerto, 29-abr-1993. *E. G. Hágsater, C. H. Dodson, H. W. Norris, M. Whitten y A. Embree 11251. Holotipo*. QCNE454.

***Epidendrum citrochlorinum* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 7(4): t. 725. 2004[2005]. LOJA: Cantón Loja. to Zamora km 17,7 después del puerto, 11-sep-1999. *E. G. Hágsater y C. H. Dodson 12343. Holotipo*. QCNE455. Endémica.

***Epidendrum cleistogastrum* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 428. 2001. NAPO: Desviación Baeza -Lago Agrio, 2 km antes de Baeza, a lo largo del río Papallacta, 4-dic-1986. *E. G. Hágsater y C. H. Dodson 9199. Holotipo*. QCNE456.

***Epidendrum dalessandroi* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 428. 2001. LOJA: Cantón Yangana-Villadolid. El Cachaco. km 15.8, 10-sep-1999. *E. G. Hágsater y C. H. Dodson 12307. Holotipo*. QCNE458. Endémica.

***Epidendrum dialychilum* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 128. 1993. SUCUMBIOS: Municipio Santa Bárbara, Km 61.3 desviación de carretera Tulcán-Ibarra hacia La Bonita después de Sata Bárbara, unos 500m antes del puente, 8-jul-1990. *E. G. Hágsater, C. H. Dodson, D. Rubio y N. Revelo 10585. Holotipo*. QCNE459.

***Epidendrum golondrinense* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 439. 2001. CARCHI: Cerro Golondrinas area, access vía Chamorro property above El Carmen, which is above Hualchán. Flat hilltop before steep ridge crest approach to peak 2840, 24-jul-1993. *B. Boyle y P. Hibbs 2325. Isotipo*. QCNE460. Endémica.

***Epidendrum hexagonum* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 144. 1993. PICHINCHA: Old road to Quito (from Otavalo) Km 27, steep bank, constant moisture, 4-dic-1984. *E. G. Hágsater 7709. Holotipo*. QCNE461.

***Epidendrum homoion* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 145. 1993. NAPO: Quijos. Baeza, nov-1988. *A. Hirtz 3959. Isotipo*. QCNE462. Endémica.

***Epidendrum humeadorensis* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 3: pl. 335. 1999. CARCHI: Municipio de Tulcán. Km 18 de Maldonado hacia Tulcán pasando la cascada "La Humeadora", abajo de El Laurel, 30-abr-1993. *E. G. Hágsater, C. H. Dodson, N. Williams, M. Whitten y A. Embree 11289. Holotipo*. QCNE463. Endémica.

***Epidendrum iguagoi* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 446. 2001. NAPO: Vía Coca-Loreto-Hollín. Sitio Huaticocha, 11-ene-1989. *W. A. Palacios, C. Iguago y F. Hurtado 3544. Holotipo*. QCNE464. Endémica.

***Epidendrum indanzense* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 147. 1993. MORONA SANTIAGO: Camino Gualaceo-Limón ca km 41.5., 21-nov-1988. *E. G. Hágsater, C. H. Dodson, N. H. Williams, M. Whitten y F. G. Thompson 9632. Holotipo*. QCNE465. Endémica.

***Epidendrum jaramilloi* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 149. 1993. PICHINCHA: 3km west of San Juan (pass) on road Quito to Sto Domingo vía Chiriboga, 8-dic-1986. *E. G. Hágsater y C. H. Dodson 8999. Isotipo*. QCNE466. Endémica.

***Epidendrum jimburensis* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 449. 2001. LOJA: Between Jimbura and Zumba on road Loja-Cariamanga-Sumba, 21-feb-1986. *A. Hirtz, C. A. Luer y A. Embree 2865. Holotipo*. QCNE467. Endémica.

***Epidendrum litense* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 152. 1993. ESMERALDAS: km 12-25 Lita to Alto Tambo along newly opened road. *A. Hirtz 3504. Holotipo*. QCNE468. Endémica.

***Epidendrum macroophorum* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 3: pl. 350. 1999. CARCHI: Cantón Tulcán. Km 79.2 camino Tulcán-Maldonado, 29-abr-1993. *E. G. Hágsater, C. H. Dodson, N. Williams, M. Whitten y A. Embree 11373. Holotipo*. QCNE469.

***Epidendrum megaloclinium* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. Mexico 4: t. 457. 2001. NAPO: Near Papallacta, on road Quito to Baeza, abr-1987. *C. H. Dodson, P. Scharf y D. Allison 17069. Isotipo*. QCNE12801. Endémica.

***Epidendrum microcarpum* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 458. 2001. CARCHI: Cantón Tulcán. km 3 abajo de Maldonado hacia Chical, 30-abr-1993. *E. G. Hágsater, C. H. Dodson, N. Williams, M. Whitten y A. Embree 11288. Holotipo*. QCNE470. Endémica.

***Epidendrum mixtoides* Hágsater & Dodson**, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 159. 1993. ESMERALDAS: Km

38.4 camino Lita-San Lorenzo (final de la construcción), 11-jul-1990. *E. G. Hágsater, C. H. Dodson, D. Rubio y N. Revelo 10630. Holotipo.* QCNE471. Endémica.

Epidendrum molau Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 460. 2001. PICHINCHA: Around Laguna San Marcos, NE of volcán Cayambe, 17-dic-1987. *U. Mollau y B. Eriksen 2038. Holotipo.* QCNE472. Endémica.

Epidendrum nanosimplex Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 3: pl. 360. 1999. TUNGURAHUA: ene-1984. *A. Hirtz 1474. Holotipo.* QCNE473. Endémica.

Epidendrum oxycalyx Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 169. 1993. PICHINCHA: Carretera vieja Quito-Santo Domingo. Vía Chillogallo-San Juan-Chiriboga, 3-may-1985. *C. H. Dodson, B. Stein y L. McCook 15827. Isotipo.* QCNE474.

Epidendrum palaciosii Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 171. 1993. NAPO: Cordillera del Guacamayo, km 139-140, Quito-Tena, 8-mar-1984. *C. H. Dodson, A. H. Gentry, W. A. Palacios y J. Zaruma 14848. Isotipo.* QCNE475. Endémica.

Epidendrum panduratum Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 172. 1993. LOJA: Road Cuenca to Loja at the pass between Saraguro and Loja, 23-jul-1985. *C. H. Dodson y A. Embree 16012. Isotipo.* QCNE477. Endémica.

Epidendrum papallactense Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 468. 2001. NAPO: Tena-Baeza. Papallacta, ene-1984. *A. Hirtz 1512. Holotipo.* QCNE478. Endémica.

Epidendrum pentacarinatum Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 3: pl. 369. 1999. CARCHI: Cantón Tulcán-Maldonado. km 42.3, pasando el puerto, 29-abr-1993. *E. G. Hágsater, C. H. Dodson, W. M. Whitten, A. Embree y F. L. Stevenson 11256. Holotipo.* QCNE479.

Epidendrum polyanthogastrum Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 3: pl. 373. 1999. LOJA: Between Loja and Machala, 22-jun-1984. *E. G. Hágsater 6872. Holotipo.* QCNE481. Endémica.

Epidendrum portillae Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 7(4): t. 777. 2004 [2005]. Without locality, Hort. Ecuagenera, Cuenca, received 5 Mar 2000, flowered in Mexico, 6-ago-2001. *E. G. Hágsater 12397. Holotipo.* QCNE482. Endémica.

Epidendrum portokalium Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 7(4): t. 778. 2004[2005]. MORONA SANTIAGO: Pedregal, Río Upano, unos 11 km río arriba de Macas hacia Puyo. Malpaís. Viejo lecho de río pedregoso, 22-nov-1988. *E. G. Hágsater, C. H. Dodson, N. H. Williams, M. Whitten y F. G. Thompson 9700. Holotipo.* QCNE483. Endémica.

Epidendrum pseudonocturnum Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 178. 1993. ESMERALDAS: Km 3.2 camino Lita-San Lorenzo, 11-jul-1990. *E. G. Hágsater, C. H. Dodson, D. Rubio y N. Revelo 10627. Holotipo.* QCNE484.

Epidendrum reveloi Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 180. 1993. NAPO: El Chaco. Pifo-Baeza, 14-abr-1984. *C. H. Dodson y W. Thurston 14267. Holotipo.* QCNE486. Endémica.

Epidendrum scharfii Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 185. 1993. PICHINCHA: Along river and hillside opposite town of Tandapi at km 55 Santo Domingo to Quito road, 31-dic-1986. *C. H. Dodson y T. Dodson 16757. Isotipo.* QCNE488.

Epidendrum stenophyllum Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 186. 1993. TUNGURAHUA: Ambato, mar-1984. *A. Hirtz 1671. Holotipo.* QCNE490.

Epidendrum suinii Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 4: t. 490. 2001. MORONA SANTIAGO: Gualaquiza, 4-may-1996. *L. Suin 120. Holotipo.* QCNE491. Endémica.

Epidendrum theleporum Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (Mexico) 2: pl. 192. 1993. SUCUMBIOS: Santa Bárbara, km 66.5 desviación de la carretera Tulcán-Ibarra hacia La Bonita, después de Santa Bárbara, unos 500 m antes del puente, 8-jul-1990. *E. G. Hágsater, C. H. Dodson, D. Rubio y N. Revelo 10553. Holotipo.* QCNE492. Endémica.

Epidendrum thermophilum Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (México) 2: pl. 193. 1993. IMBABURA: km 55.7 camino a Lita. Desde la desviación de la carretera Ibarra-Tulcán, 12-jul-1990. *E. G. Hágsater, C. H. Dodson, D. Rubio y N. Revelo 10739. Holotipo.* QCNE493. Endémica.

Epidendrum thompsonii Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (México) 3: pl. 385. 1999. MORONA SANTIAGO: Camino a Gualaceo-Limón ca. Km 36, 21-nov-1988. *E. G. Hágsater, C. H. Dodson, N. H. Williams, M. Whitten y F. G. Thompson 9628. Holotipo.* QCNE494. Endémica.

Epidendrum tiwinzaense Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (México) 7(4): t. 795. 2004[2005]. ZAMORA CHINCHIPE: Cónдор, cerca de Tiwinza, Cordillera del Cónдор. Hort. Ecuagenera, 8-mar-2003. *E. G. Hágsater 13861. Holotipo.* QCNE495. Endémica.

Epidendrum triodon Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (México) 4: t. 495. 2001. PASTAZA: Río Zusag north of Río Topo, 23-feb-1990. *A. Hirtz et al 4627. Holotipo.* QCNE496. Endémica.

Epidendrum whittenii Hágsater & Dodson, Icon. Orchid. (México) 3: pl. 400. 1999. MORONA SANTIAGO: Camino Patuca-Santiago-Morona, a lo largo del Río Santiago, km 62, 22-nov-1988. *E. G. Hágsater, C.*

H. Dodson, N. H. Williams, M. Whitten y F. G. Thompson 9664. **Holotipo**. QCNE498.

***Erythroides oroensis* Dodson**, Orquideología 19(2): 147. 1994. EL ORO: 3.7 km north of junction of old and new roads from Piñas to Santa Rosa, 20-abr-1989. *C. H. Dodson, N. Williams, R. Dressler y A. Embree* 18005. **Isotipo**. QCNE10831. Nombre aceptado: *Microchilus oroensis* (Dodson) Ormerod, Endémica.

***Gongora ilense* Whitten & Jenny**, Orchidee (Hamburg) 43(6): 270. 1992. LOS RÍOS: Centinela. Forested hill near Río Bimbe on east side of río Baba of Río Palenque Science Center. Ca. 3km from Patricia Pilar, nov-1988. *M. Whitten y C. H. Dodson* 88062. **Holotipo** QCNE500. **Isotipo** QCNE499. Endémica.

***Lepanthes abitaguae* Luer & L. Jost**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 76: 139, f. 293. 1999. PASTAZA: Cantón Mera, Cerro Abitagua, near Río Zuñac, 17-jun-1998. *L. Jost* 1069. **Isotipo**. QCNE501. Endémica.

***Lepanthes actias-luna* Luer & Hirtz**, Lindleyana 2(1): 30. 1987. EL ORO: In forest south of Piñas, 20-mar-1985. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores* 10676. **Isotipo**. QCNE502. Endémica.

***Lepanthes ariasiana* Luer & L. Jost**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 72: 104, f. 287. 1998. TUNGURAHUA: Cerro Abitagua, 17-jun-1998. *L. Jost* 1063. **Isotipo**. QCNE503. Nombre aceptado: *Neooreophilus ariasianus* (Luer & L. Jost) Archila.

***Lepanthes barbigerata* Luer & L. Jost**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 76: 140, f. 295. 1999. TUNGURAHUA: Cantón Baños, ene-1999. *L. Jost* 1511. **Isotipo**. QCNE504.

***Lepanthes binaria* Luer & Hirtz**, Orchidee (Hamburg) 38(6): 291. 1987. CARCHI: In forest between Tulcán and El Carmelo, 6-abr-1985. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores* 11080. **Isotipo**. QCNE505.

***Lepanthes bufonis* Luer & Hirtz**, Lindleyana 2(2): 96. 1987. LOJA: Epiphytic in cloud forest above Jimbura, 21-mar-1984. *C. A. Luer, S. Dalström, T. Höijer y J. Kuijt* 9632. **Isotipo**. QCNE433. Nombre aceptado: *Draconanthes bufonis* (Luer & Hirtz) Luer, Endémica.

***Lepanthes callisto* Luer & Hirtz**, Orchidee (Hamburg) 38(6): 287-289. 1987. CARCHI: In forest between Tulcán and El Carmelo, 6-abr-1985. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores* 11076. **Isotipo**. QCNE506.

***Lepanthes caloura* Luer & Hirtz**, Orchidee (Hamburg) 38(6): 285. 1987. MORONA SANTIAGO: Gualaquiza, 17-feb-1986. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree* 11877. **Isotipo**. QCNE507. Endémica.

***Lepanthes carinata* Luer & Hirtz**, Orchidee (Hamburg) 41(5): 163. 1990. MORONA SANTIAGO: East of the pass between Gaulaceo and Limón, 16-feb-1986. *C.*

A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 11833. **Isotipo**. QCNE508. Endémica.

***Lepanthes chrycina* Luer & Hirtz**, Lindleyana 2(3): 128. 1987. EL ORO: In forest above Zaruma, 23-feb-1986. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree* 12023. **Isotipo**. QCNE509. Endémica.

***Lepanthes clarkii* Luer**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 61(3): 58, f. 50. 1996. ESMERALDAS: Quinindé. Bilsa Biological Station. Mache Mountains, 35 KM W of Quinindé 5 KM W of Santa Isabel, 14-nov-1994. *J. L. Clark y N. Pitman* 254. **Isotipo**. QCNE510. Endémica.

***Lepanthes cornejoi* Luer**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 120: 139, f. 4. 2010. LOS RÍOS: Hcda. Clementina. Cerro Samana, 4-abr-1996. *X. Cornejo, C. Cornejo y C. Bonifaz* 4929. **Isotipo**. QCNE181654.

***Lepanthes ctenophora* Luer & Hirtz**, Lindleyana 2(3): 129. 1987. EL ORO: In forest south of Piñas, 20-mar-1985. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores* 10661. **Isotipo**. QCNE511. Endémica.

***Lepanthes decurva* Luer & Hirtz**, Orchidee (Hamburg) 39(3): 103. 1988. MORONA SANTIAGO: Gualaquiza-Limón, 16-feb-1986. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree* 11810. **Isotipo**. QCNE512. Endémica.

***Lepanthes disjuncta* Luer & Hirtz**, Lindleyana 2(3): 129. 1987. LOJA: In forest above Yangana north of the pass, 23-mar-1985. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores* 10881. **Isotipo**. QCNE513. Endémica.

***Lepanthes drymocharis* Luer & Hirtz**, Novon 3(4): 447, f. 5. 1993. CARCHI: In forest remnant east of the pass east of Maldonado, 17-mar-1991. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, X. Hirtz y J. del Hierro* 15152. **Isotipo**. QCNE514.

***Lepanthes elytrifera* Luer & L. Jost**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 76: 140-141, f. 296. 1999. TUNGURAHUA: Cantón Baños. Above Ulba in a remnant of a Podocarpus forest, 23-mar-1999. *L. Jost* 1490. **Isotipo**. QCNE515. Endémica.

***Lepanthes embreei* Luer & Hirtz**, Lindleyana 2(3): 132. 1987. NAPO: In forest along Río Cascales east of Lumbaquí, 9-feb-1986. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree* 11752. **Isotipo**. QCNE516. Endémica.

***Lepanthes eruca* Luer & Hirtz**, Lindleyana 2(3): 135. 1987. ZAMORA CHINCHIPE: In forest, Cajanuma Range. South of Loja, 21-mar-1985. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree* 10753. **Isotipo**. QCNE517. Endémica.

***Lepanthes evansiae* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 61(3): 81, f. 90. 1996. BOLIVAR: West of Salinas and La Palma, 10-mar-1991. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, X. Hirtz, J. del Hierro y M. Navarro* 14972. **Isotipo**. QCNE518. Endémica.

- Lepanthes frigida* Luer**, Phytologia 55(3): 185. 1984. CHIMBORAZO: La Palma, 15-jul-1983. A. Hirtz 1249. **Isotipo**. QCNE519. Endémica.
- Lepanthes grossiradix* Luer & Hirtz**, Novon 3(4): 449, f. 9. 1993. EL ORO: In forest remnant along the old road west of Pacha, 23-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13613. **Isotipo**. QCNE520. Endémica.
- Lepanthes hoeijeri* Luer**, Orchideer 5(9): 178. 1984. LOJA: Jimbura. Above Jimbura, 21-mar-1984. C. A. Luer, S. Dalström, T. Höijer y J. Kuijt 9656. **Isotipo**. QCNE521. Endémica.
- Lepanthes horribilis* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 61(3): 97, f. 119. 1996. BOLIVAR: West of Salinas and La Palma, 10-mar-1991. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, X. Hirtz, J. del Hierro y M. Navarro 14973. **Isotipo**. QCNE522. Endémica.
- Lepanthes hydrae* Luer & L. Jost**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 76: 141-142, f. 298. 1999. TUNGURAHUA: Cantón Baños. Cerro Anangu near Baños, 21-ene-1999. L. Jost y R. Kunstaetter 1320. **Isotipo**. QCNE523. Endémica.
- Lepanthes illinizae* Luer & Hirtz**, Novon 3(4): 449, f. 10. 1993. PICHINCHA: West flank of Volcán Iliniza. Cerro Azul, 23-ene-1987. C. A. Luer, J. Luer y A. Hirtz 12478. **Isotipo**. QCNE524. Endémica.
- Lepanthes jackinpyxa* Luer & Hirtz**, Lindleyana 2(1): 38. 1987. MORONA SANTIAGO: In forest east of the pass between Gualaceo and Limón, 16-feb-1986. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 11847. **Isotipo**. QCNE525. Endémica.
- Lepanthes jimburae* Luer & Hirtz**, Orchidee (Hamburg) 42(4): 189. 1991. LOJA: In forest south of the pass south of Jimbura, 21-feb-1986. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 11999. **Isotipo**. QCNE526. Endémica.
- Lepanthes maccolmiana* Luer**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 64:122. 1997. ESMERALDAS. Bilsa Biological Station, Montañas de Mache, 35 km W of Quinindé, 5 km W of Santa Isabel, Mature forest in property of Sr. Rios, S of Station, 9-may-1995. J. L. Clark y C. Watt 838. **Isotipo**. QCNE527. Endémica.
- Lepanthes mastix* Luer & Hirtz**, Lindleyana 2(2): 99. 1987. CARCHI: In forest between Tulcán and El Carmelo, 6-abr-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 11075. **Isotipo**. QCNE528. Endémica.
- Lepanthes melpomene* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 61(3): 117, f. 152. 1996. MORONA SANTIAGO: In forest east of the pass east of Sigsig, 15-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13355. **Isotipo**. QCNE529. Endémica.
- Lepanthes mooreana* Luer & L. Jost**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 72: 106, f. 289. 1998. TUNGURAHUA: Cerro Abitagua, 4-mar-1998. L. Jost 86. **Isotipo**. QCNE530. Endémica.
- Lepanthes oxypetala* Luer & Hirtz**, Orchidee (Hamburg) 39(2): 57. 1988. CARCHI: In forest between Tulcán and El Carmelo, 6-abr-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 11113. **Isotipo**. QCNE531.
- Lepanthes pecunialis* Luer & Hirtz**, Orchidee (Hamburg) 37(5): 219. 1986. PICHINCHA: Above Tandapi, 31-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y X. Hirtz 11016. **Isotipo**. QCNE532. Endémica.
- Lepanthes pelyx* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 61(3): 136-137, f. 183. 1996. IMBABURA: Southeast of Lita between Santa Rosa and Cachabe, 19-ene-1987. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, C. H. Dodson, D. Benzing y D. Bermudez 12431. **Isotipo**. QCNE533. Endémica.
- Lepanthes profusa* Luer & Hirtz**, Orchidee (Hamburg) 41(1): 10. 1990. LOJA: Cajanuma Range. South of Loja, 21-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10751. **Isotipo**. QCNE534.
- Lepanthes reventador* Luer & Hirtz**, Orchidee (Hamburg) 41(1): 8. 1990. NAPO: In forest, east slopes of Volcán Reventador north of Baeza, 8-feb-1986. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 11718. **Isotipo**. QCNE535. Endémica.
- Lepanthes sigsigensis* Luer & Hirtz**, Novon 3(4): 451-452, f. 13. 1993. MORONA SANTIAGO: In forest east of the pass east of Sigsig, 15-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13350. **Isotipo**. QCNE536. Endémica.
- Lepanthes sororcula* Luer & Hirtz**, Lindleyana 2(3): 144. 1987. EL ORO: In forest south of Piñas, 20-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10677. **Isotipo**. QCNE537. Endémica.
- Lepanthes speciosa* Luer & Hirtz**, Orchidee (Hamburg) 43(2): 67. 1992. CARCHI: In forest between Tulcán and Maldonado, 2-abr-1984. C. A. Luer, S. Dalström y T. Höijer 9924. **Isotipo**. QCNE538. Endémica.
- Lepanthes sucula* Luer & Hirtz**, Orchidee (Hamburg) 43(4): 158. 1992. BOLIVAR: At the pass north of Chillanes, 25-mar-1984. C. A. Luer, S. Dalström, T. Höijer, J. Kuijt y A. Hirtz 9712. **Isotipo**. QCNE539.
- Lepanthes sulcata* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 61(3): 162-163, f. 229. 1996. LOJA: Along new road north of Loja, 2-feb-1987. C. A. Luer, J. Luer y A. Hirtz 12586. **Isotipo**. QCNE540. Endémica.
- Lepanthes sybax* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 61(3): 164, f. 231. 1996. AZUAY: Along the new road north of Cuenca, 8-feb-1987. C. A. Luer, J. Luer y A. Hirtz 12733. **Isotipo**. QCNE541. Endémica.

- Lepanthes tentaculata* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 61(3): 167, f. 236. 1996. ES-MERALDAS: San Lorenzo. West of Lita toward San Lorenzo, 18-ene-1987. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, C. H. Dodson, D. Benzng y D. Bermudez 12387. **Isotipo**. QCNE542. Endémica.
- Lepanthes terpsichore* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 61(3): 168, f. 238. 1996. EL ORO: In forest remnant along the old road west of Pacha, 23-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13615. **Isotipo**. QCNE543. Endémica.
- Lepanthes thylax* Luer & Hirtz**, Lindleyana 2(1): 45. 1987. ZAMORA CHINCHIPE: In trees along Río Zamora west of Zamora, 20-feb-1986. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 11950. **Isotipo**. QCNE544. Endémica.
- Lepanthes titanica* Luer & Hirtz**, Lindleyana 2(3): 147. 1987. BOLIVAR: North of Guaranda toward Facundo Vela, 24-mar-1984. C. A. Luer, S. Dalström, T. Höijer, J. Kuijt y A. Hirtz 9690. **Isotipo**. QCNE545. Endémica.
- Lepanthes tortilis* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 61(3): 170, f. 242. 1996. IMBABURA: South of Lita between Santa Rosa and Cachabí, 19-ene-1987. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, C. H. Dodson, D. Benzng y D. Bermudez 12445. **Isotipo**. QCNE547. Endémica.
- Lepanthes vaginans* Luer & Hirtz**, Novon 3(4): 454, f. 16. 1993. CARCHI: In forest remnant east of the pass east of Maldonado, 17-mar-1991. C. A. Luer, J. Luer, J. del Hierro, A. Hirtz y X. Hirtz 15156. **Isotipo**. QCNE548. Endémica.
- Lepanthes vellicata* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 61(3): 177, f. 254. 1996. ES-MERALDAS: West of Lita toward San Lorenzo, 18-ene-1987. C. H. Luer, J. Luer, A. Hirtz, C. H. Dodson, D. Benzng y D. Bermudez 12419. **Isotipo**. QCNE549.
- Lepanthes via-incarum* Luer & Hirtz**, Lindleyana 2(3): 151. 1987. ZAMORA CHINCHIPE: South of Yangana above Valladolid, 23-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10853. **Isotipo**. QCNE550. Endémica.
- Masdevallia hirtzii* Luer & Andreetta**, Amer. Orchid Soc. Bull. 58(2): 137. 1989. ZAMORA CHINCHIPE: East of Los Encuentros, 18-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13450. **Isotipo**. QCNE551. Endémica.
- Masdevallia hoeijeri* Luer & Hirtz**, Lindleyana 1(3): 184. 1986. MORONA SANTIAGO: east of Guisme, 18-feb-1986. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 11905. **Isotipo**. QCNE552.
- Masdevallia manchinazae* Luer & Andreetta**, Lindleyana 3(4): 201. 1988[1989]. MORONA SANTIAGO: East of Chuchumbletza, 21-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13544. **Isotipo**. QCNE553. Endémica.
- Masdevallia ximena* Luer & Hirtz**, Novon 1(4): 171-176, f. 7. 1991. BOLIVAR: West of Salinas and La Palma, 10-mar-1991. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, X. Hirtz, J. del Hierro y M. Navarro 14970. **Isotipo**. QCNE554. Nombre aceptado: *Rodrigoa ximena* (Luer & Hirtz) Luer. Endémica.
- Maxillaria bomboizensis* Dodson**, Orquideología 19(3): 59. 1994. MORONA SANTIAGO: La Misión Salesiano. 5 km al S del Río Bomboiza y cerca la carretera Zamora-Gualaquiza, 30-oct-1985. M. Baker y J. Zaruma 6473. **Holotipo**. QCNE555. Endémica.
- Maxillaria embreei* Dodson**, Orquideología 19(3): 65. 1994. CARCHI: Road Tulcán to Maldonado vía Paramo El Angel. Plants collected from slong road embankments, 1-ago-1985. C. H. Dodson y A. Embree 16158. **Isotipo**. QCNE556.
- Maxillaria grayi* Dodson**, Orquideología 19(3): 69. 1994. Zamora Chinchipe. Campamento Miazí. Along Río Nangaritzta, at base of vertical limestone bluffs, 17-feb-1994. H. van der Werff, B. Gray, E. Freire y M. Tirado 13169. **Isotipo**. QCNE557. Endémica.
- Maxillaria litensis* Dodson**, Orquideología 19(3): 75. 1994. ES-MERALDAS: Lita, Km 5-18 on road Lita to Alto Tambo, 17-ene-1987. C. H. Dodson, A. Hirtz, D. Benzng, C. A. Luer y J. Luer 16811. **Holotipo**. QCNE558. Endémica.
- Maxillaria thurstoniorum* Dodson**, Orquideología 19(3): 87. 1994. NAPO: Km 2, Chaco-Lago Agrio, en la unión de los dos ríos, 14-abr-1984. C. H. Dodson, A. Hirtz, W. Thurston y M. Thurston 14277. **Isotipo**. QCNE13116. Endémica.
- Maxillaria williamsii* Dodson**, Orquideología 19(3): 91. 1994. EL ORO: Km 30 on road from Pasaje-Victoria-Atahualpa Paccha, 19-abr-1989. C. H. Dodson, N. Williams, R. Dressler, M. Whitten y A. Embree 17947. **Isotipo**. QCNE10819. Endémica.
- Neooreophilus bifidus* Tobar & Archila**, Revista Guatemal. 15(2): 2, f. 1, 2. 2012. SUCUMBÍOS: Parche de bosque al borde del carretero entre La Bonita y Rosa Florida, 15-abr-2011. F. Tobar, G. Iturralde y A. Gonzales 1508. **Holotipo**. QCNE234175.
- Neooreophilus lunatocheillus* Tobar & Archila**, Revista Guatemal. 15(2): 26, f. 3. 2012. CARCHI: Tulcán. El Laurel, 10-nov-2011. F. Tobar, J. Monge y A. Gonzales 1034. **Holotipo**. QCNE234172.
- Neooreophilus mongeei* Tobar & Archila**, Revista Guatemal. 15(2): 23, f. 2. 2012. Cultivado Juan Carlos Monge Cueva. Sin datos de colección. 15-sep-2011. F. Tobar y J. Monge 1056. **Holotipo**. QCNE234174.
- Neooreophilus phalicus* Tobar & Archila**, Revista Guatemal. 15(2): 20, f. 1. 2012. IMBABURA: Cotacachi.

Comunidad de Junin, 13-feb-2010. *F. Tobar, J. Monge y A. Gonzales 1023. Holotipo.* QCNE234182.

***Oncidium macasense* Dodson**, Orquideología 20(1): 92. 1996. MORONA SANTIAGO: Km 12.2 from bridge over Río Upano at Macas to Puyo the west 2,5 Km to banks or river. Collections, 22-nov-1989. *C. H. Dodson, N. Williams, E. G. Hágsater y M. Whitten 17854. Isotipo.* QCNE431. Nombre aceptado: *Cyrtochilum macasense* (Dodson) Dalström. Endémica.

***Oncidium palaciosii* Dodson**, Orquideología 20(1): 97. 1996. NAPO: Cantón El Chaco. Faldas al sur del Volcán Reventador. Margen izquierda del Río Reventador. Entre carretera y sendero al cráter, 11-oct-1990. *W. A. Palacios 6152. Holotipo.* QCNE42014. Nombre aceptado: *Otoglossum palaciosii* (Dodson) M.W. Chase & N.H. Williams.

***Platystele acicularis* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 38: 14, pl. 1. 1990. MORONA SANTIAGO: Along the new road west of Macas toward Guamate, 6-feb-1987. *C. A. Luer, J. Luer y A. Hirtz 12693. Isotipo.* QCNE559. Endémica.

***Platystele myoxura* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 38: 75, pl. 39. 1990. NAPO: East slopes of Volcán Reventador north of Baeza, 8-feb-1986. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 11711. Isotipo.* QCNE560. Endémica.

***Pleurothallis aspergillum* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 31: 56, pl. 1. 1989. ESMERALDAS: West of Lita toward San Lorenzo, 18-ene-1987. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, C. H. Dodson, D. Benzing y D. Bermudez 12368. Isotipo.* QCNE561. Endémica.

***Pleurothallis dejavu* Luer & Hirtz**, Lindleyana 3(3): 140. 1988. IMBABURA: West of Lita toward San Lorenzo, 18-ene-1987. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, C. H. Dodson, D. Benzing y D. Bermudez 12363. Isotipo.* QCNE562. Endémica.

***Pleurothallis eccentrica* Luer & Hirtz**, Lindleyana 3(3): 140. 1988. MORONA SANTIAGO: Terrestrial on the road cut between Limón and Gualaceo, 8-feb-1987. *C. A. Luer, J. Luer y A. Hirtz 12725. Isotipo.* QCNE563. Endémica.

***Pleurothallis flaveola* Luer & Hirtz**, Lindleyana 11(3): 159-160, f. 24. 1996. PICHINCHA: Terrestrial on the road cut between Chiriboga and Santo Domingo, 28-may-1988. *C. A. Luer y A. Hirtz 13713. Isotipo.* QCNE564. Endémica.

***Pleurothallis hoeijeri* Luer & Hirtz**, Lindleyana 3(3): 143. 1988. CARCHI: Between Tulcán and Maldonado, 2-abr-1984. *C. A. Luer, S. Dalström y T. Höijer 9910. Isotipo.* QCNE565. Nombre aceptado: *Acronia hoeijeri* (Luer & Hirtz) Luer. Endémica.

***Pleurothallis imbaburae* Luer & Hirtz**, Lindleyana 11(3): 163, f. 28. 1996. IMBABURA: Southeast of Lita

on road to Santa Rosa de Cachaco, 19-mar-1991. *C. A. Luer y A. Hirtz 15167. Isotipo.* QCNE566.

***Pleurothallis megalotis* Luer & Hirtz**, Lindleyana 3(3): 146. 1988. NAPO: In forest near Río Quijos north of Baeza, 8-feb-1986. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 11702. Isotipo.* QCNE568. Endémica.

***Pleurothallis melanosticta* Luer**, Lindleyana 11(3): 170, f. 37. 1996. ZAMORA CHINCHIPE: In forest along a river east of Mayaicu, 20-may-1988. *C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13522. Isotipo.* QCNE569. Endémica.

***Pleurothallis molleturoi* Luer & Dodson**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 65: 38-39, f. 40. 1998. AZUAY: Km 8, road Cuenca to Molleturo, 21-jul-1985. *C. H. Dodson, P. M. Dodson, T. Dodson y A. Embree 15941. Isotipo.* QCNE570. Endémica.

***Pleurothallis oblonga* Luer & Hirtz**, Lindleyana 11(3): 174, f. 42. 1996. PICHINCHA: West flank of Volcán Iliniza. Cerro Azul, 23-ene-1987. *C. A. Luer, J. Luer y A. Hirtz 12479. Isotipo.* QCNE571. Endémica.

***Pleurothallis proluxa* Luer & Hirtz**, Lindleyana 11(3): 179-180, f. 49. 1996. LOJA: At the pass of Loja, 17-mar-1980. *C. A. Luer, S. Dalström, T. Höijer y J. Kuijt 9554. Isotipo.* QCNE572. Endémica.

***Pleurothallis tarantula* Luer & Hirtz**, Lindleyana 11(3): 186-187, f. 57. 1996. MORONA SANTIAGO: Cordillera del Cóndor in forest east of Chuchumbletza, 21-may-1988. *C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13553. Isotipo.* QCNE573. Nombre aceptado: *Effusiella tarantula* (Luer & Hirtz) Luer.

***Pleurothallis valvola* Luer & Hirtz**, Lindleyana 3(3): 149. 1988. MORONA SANTIAGO: Along the new road through the Cordillera del Cutucú, east of Méndez, 5-feb-1987. *C. A. Luer, J. Luer y A. Hirtz 12656. Isotipo.* QCNE574. Endémica.

***Pleurothallis volans* Luer & Hirtz**, Lindleyana 11(3): 195-196, f. 69. 1996. MORONA SANTIAGO: Cordillera del Cóndor. East Guisme, 18-feb-1986. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 11098. Isotipo.* QCNE575. Nombre aceptado: *Acronia volans* (Luer & Hirtz) Luer. Endémica.

***Ponthieva cuyujana* Dodson & Hirtz**, Icon. Pl. Trop., ser. 2. 6: pl. 572. 1989. NAPO: Km 91. Quito Baeza, 30-jun-1985. *C. H. Dodson y A. Hirtz 15881. Holotipo.* QCNE576. Endémica.

***Scaphosepalum dalstroemii* Luer**, Orchideer 5(9): 180. 1984. LOJA: above Jimbura, 21-mar-1984. *C. A. Luer, S. Dalström, T. Höijer y J. Kuijt 9651. Isotipo.* QCNE577. Endémica.

***Scaphosepalum delhierroi* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 39: 158, f. 45. 1991. BOLIVAR: West of Salinas and La Palma, 10-mar-1991. *C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, X. Hirtz, J. del Hierro y M. Navarro 14980. Isotipo.* QCNE580. Endémica.

- Sobralia ecuadorana* Dodson, Orquideología 21(1): 22. 1998. CARCHI: Maldonado to Chical, Km 3, 30-mar-1993. C. H. Dodson, E. Hágsater, N. Williams y A. Embree 19066. **Isotipo**. QCNE581.
- Sobralia luerorum* Dodson, Orquideología 21(1): 33. 1998. AZUAY: Cola de San Pablo. Noreste de Paute en el Río Paute. Entre Guarumales y el túnel, 9-mar-1985. C. H. Dodson, P. Dodson, C. A. Luer, J. Luer y A. Hirtz 15782. **Isotipo**. QCNE582. Endémica.
- Sobralia neudeckeri* Dodson, Orquideología 21(1): 34. 1998. ESMERALDAS: San Lorenzo, Lita, Lita-San Lorenzo, Km 6, 29-dic-1990. C. H. Dodson, T. Neuhecker y H. Volles 18626. **Isotipo**. QCNE583. Endémica.
- Sobralia rhizophorae* Cornejo & Dodson, Harvard Pap. Bot. 16: 53, f., 1-2. 2011. ESMERALDAS: Reserva Ecológica Manglares-Cayapas-Mataje (REMACAM). La Molina. Mangroves, 9-nov-2010. X. Cornejo y M. Cangá 8278. **Isotipo**. QCNE229064.
- Sobralia stevensonii* Dodson, Orquideología 21(1): 42-44, f. 115. 1998. CARCHI: Maldonado-Chical. Km 3, 30-abr-1993. C. H. Dodson, E. Hágsater, N. Williams y A. Embree 19065. **Isotipo**. QCNE584. Endémica.
- Stelis abdita* Luer, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 115: 48, f. 307. 2009. COTOPAXI: Cantón Sigchos en la cima del Cerro Azul, ca. 1:20 horas de casa del Sr. Marco Sillio, 27-jul-2003. J. Ramos, J. Contreras, L. Ramos, A. Tigsu y R. Tigsu 6620. **Isotipo**. QCNE585.
- Stelis aglochis* Luer, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 115: 127, f. 349. 2009. COTOPAXI: Reserva Ecológica Los Ilinizas. Sector Guadual, acceso desde La Carmela, cerro Guadual Grande, arriba del alto río Guadual. Cordillera Occidental, vertiente occidental, 19-jul-2003. P. Silverstone-Sopkin, N. Paz, A. Giraldo y M. Cerna 9322. **Isotipo**. QCNE586.
- Stelis alpina* Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 121, 134, f. 105. 2004. CARCHI: Terrestrial on the road embankment of the pass between Tulcán and Maldonado, 16-mar-1991. C. A. Luer, J. Luer, J. del Hierro, A. Hirtz y X. Hirtz 15046. **Isotipo**. QCNE587. Endémica.
- Stelis barbellata* Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 38, f. 41. 2002. ZAMORA CHINCHIPE: South of the pass south of Jimbura, 21-feb-1986. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 11994. **Isotipo**. QCNE588. Endémica.
- Stelis benzingii* Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 38-39, f. 42. 2002. ESMERALDAS: In forest west of Lita Toward San Lorenzo, 18-ene-1987. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, C. H. Dodson, D. Benzing y D. Bermudez 12405. **Isotipo**. QCNE589. Endémica.
- Stelis bicarinata* Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 39, f. 43. 2002. ZAMORA CHINCHIPE: In forest south of Yangana above Valladolid, 23-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer y A. Hirtz 10839. **Isotipo**. QCNE590. Endémica.
- Stelis calantha* Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 144, 178, f. 136. 2004. ZAMORA CHINCHIPE: Cordillera del Cóndor, east of Los Encuentros, 4-feb-1987. C. A. Luer, J. Luer y A. Hirtz 12624. **Isotipo**. QCNE591. Endémica.
- Stelis calyptrata* Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 145, 178, f. 138. 2004. NAPO: In forest around Bermejo Oil Fields north of Lumbaqui, 9-feb-1986. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 11725. **Isotipo**. QCNE592. Endémica.
- Stelis capitata* Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 145, 179, f. 139. 2004. MORONA SANTIAGO: Valle de Calagras, 17-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13410. **Isotipo**. QCNE593. Endémica.
- Stelis cingens* Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 148, 180, f. 144. 2004. BOLIVAR: Near the pass north of Chillanes, 11-mar-1991. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, X. Hirtz, J. del Hierro y M. Navarro 14991. **Isotipo**. QCNE594. Endémica.
- Stelis condorensis* Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 149, 180, f. 146. 2004. ZAMORA CHINCHIPE: In forest east of Chuchumbletza, 18-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13460. **Isotipo**. QCNE595. Endémica.
- Stelis congesta* Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 39-40, f. 44. 2002. MORONA SANTIAGO: Cordillera del Cóndor. In forest east of Los Encuentros, 21-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13547. **Isotipo**. QCNE596. Endémica.
- Stelis cryophila* Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 112: 25, f. 241. 2007. CARCHI: Terrestrial on the road embankment west of the pass between Tulcán and Maldonado, 16-mar-1991. C. A. Luer, J. Luer, J. del Hierro, A. Hirtz y X. Hirtz 15066. **Isotipo**. QCNE597.
- Stelis decurva* Luer, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 151, 181, f. 150. 2004. LOJA: Forest above Jimbura, 21-mar-1984. C. A. Luer, S. Dalström, T. Höijer y J. Kuijt 9646. **Isotipo**. QCNE598. Endémica.
- Stelis digitata* Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 13, f. 13. 2002. EL ORO: In forest remnant along the old road west of Pacha, 23-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13616. **Isotipo**. QCNE599. Endémica.
- Stelis distans* Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 42, f. 49. 2002. ZAMORA CHINCHIPE: Along Río Zamora, between Loja and Zamora, 20-feb-1986. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 11955. **Isotipo**. QCNE600. Endémica.

- Stelis dodsonii* Luer**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 42-43, f. 50. 2002. PICHINCHA: In forest west of Calacalí and La Liberia, 4-abr-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, C. H. Dodson y P. Dodson 11057. **Isotipo**. QCNE601.
- Stelis dromedarina* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 14, f. 14. 2002. CARCHI: Tulcán. In forest between Tulcán and El Carmelo, 6-abr-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 11123. **Isotipo**. QCNE602. Endémica.
- Stelis excavata* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 44, f. 53. 2002. MORONA SANTIAGO: In forest around Campamento Guarumales, 24-mar-1991. C. A. Luer, J. Luer, A. Andreetta y L. Morochó 15247. **Isotipo**. QCNE603.
- Stelis falcifera* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 45, f. 55. 2002. PICHINCHA: Quito. In forest W of Calacalí and La Iberia, 4-abr-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, C. H. Dodson y P. Dodson 11052. **Isotipo**. QCNE604. Endémica.
- Stelis flexuosissima* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 46, f. 57. 2002. ZAMORA CHINCHIPE: Forest south of the pass south of Jimbura, 21-feb-1986. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 12012. **Isotipo**. QCNE605. Endémica.
- Stelis floresii* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 47, f. 58. 2002. TUNGURAHUA: Above Baños. Cordillera de los Llanganates, 11-abr-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 11139. **Isotipo**. QCNE606. Endémica.
- Stelis formosa* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 47-48, f. 59. 2002. LOJA: In forest along the army road east of Yangan, Yangan-Altos de Numbala, 22-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10790. **Isotipo**. QCNE607. Endémica.
- Stelis jimburae* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 50, f. 64. 2002. ZAMORA CHINCHIPE: In forest south of the pass south of Jimbura, 21-feb-1986. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 11995. **Isotipo**. QCNE608. Endémica.
- Stelis juncea* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 81, f. 97. 2002. CARCHI: Terrestrial on the road embankment west of the pass between Tulcán and Maldonado, 16-mar-1991. C. A. Luer, J. Luer, J. del Hierro, A. Hirtz y X. Hirtz 15086. **Isotipo**. QCNE609. Endémica.
- Stelis majorella* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 115: 164-165, f. 388, 388a. 2009. MORONA SANTIAGO: In forest north of Gualaquiza, 17-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13424. **Isotipo**. QCNE610.
- Stelis monicae* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 112: 39-40, f. 269. 2007. BOLIVAR: In wet forest west of Salinas and La Palma, 12-mar-1991. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, X. Hirtz, J. del Hierro y M. Navarro 15013. **Isotipo**. QCNE611.
- Stelis nepotula* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 54, f. 72. 2002. NAPO: In forest along the new road to Coca north of Archidona, 13-abr-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 11217. **Isotipo**. QCNE612. Endémica.
- Stelis patinaria* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 20, f. 25. 2002. MORONA SANTIAGO: In forest between San Juan Bosco and Gualaquiza, 28-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10991, **Isotipo**. QCNE613. Endémica.
- Stelis poculifera* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 81-82, f. 98. 2002. PICHINCHA: In wet forest, west flank of Volcán Iliniza. Cerro Azul, 23-ene-1987. C. A. Luer, J. Luer y A. Hirtz 12453. **Isotipo**. QCNE614. Endémica.
- Stelis polycarpica* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 56-57, f. 77. 2002. CARCHI: In forest east of Maldonado, 17-mar-1991. C. A. Luer, J. Luer, J. del Hierro, A. Hirtz y X. Hirtz 15125. **Isotipo**. QCNE615. Endémica.
- Stelis prava* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 168-169, 190, f. 184. 2004. PICHINCHA: In trees along the road between Chiriboga and Santo Domingo, 28-may-1988. C. A. Luer y A. Hirtz 13720. **Isotipo**. QCNE616. Endémica.
- Stelis propagans* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 128, 137, 119. 2004. BOLIVAR: In forest west of Guaranda toward Balzapamba, 26-mar-2000. C. A. Luer, S. Dalström, T. Höijer, J. Kuij y A. Hirtz 9732. **Isotipo**. QCNE617. Endémica.
- Stelis protracta* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 58, f. 80. 2002. EL ORO: In forest remnants along the new road from Santa Rosa to Loja, 20-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10684. **Isotipo**. QCNE618. Endémica.
- Stelis pubipetala* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 58-59, f. 81. 2002. MORONA SANTIAGO: In forest north of Gualaquiza toward San Juan Bosco, 27-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10980. **Isotipo**. QCNE619. Endémica.
- Stelis ramosii* Luer**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 115: 182, f. 406. 2009. COTOPAXI: Cantón Sigchos. Río Escaleras, en el bosque, 20-jul-2003. J. Ramos, J. Contreras, L. Ramos, A. Tigsu y R. Tigsu 6352. **Isotipo**. QCNE620.
- Stelis reniformis* Luer & Hirtz**, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 118-120, f. 103. 2004. ZAMORA CHINCHIPE: In forest south of Yangan above Valladolid, 23-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10851. **Isotipo**. QCNE621. Endémica.

Stelis saccata Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 7-8, f. 2. 2002. CARCHI: Terrestrial on road embankment near the pass between Tulcán and Maldonado, 16-mar-1991. C. A. Luer, J. Luer, J. del Hierro, A. Hirtz y X. Hirtz 15074. **Isotipo.** QCNE622. Endémica.

Stelis scaphoglossa Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 129, 138, f. 120. 2004. ZAMORA CHINCHIPE: Cordillera del Condor. In forest east of Los Encuentros, 18-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13443. **Isotipo.** QCNE623. Endémica.

Stelis scopulosa Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 115: 74-75, f. 335. 2009. BOLIVAR: Terrestrial on the road embankment west of Guaranda toward Catarama, 13-mar-1991. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, X. Hirtz, J. del Hierro y M. Navarro 15032. **Isotipo.** QCNE624.

Stelis teaguei Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 130-131, 138, f. 123. 2004. MORONA SANTIAGO: In forest east of Sigsig, 15-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13333. **Isotipo.** QCNE625. Endémica.

Stelis tempestuosa Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 82-83, f. 100. 2002. ZAMORA CHINCHIPE: In forest east of the pas east of Loja, 21-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10711. **Isotipo.** QCNE626. Endémica.

Stelis tenuifolia Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 131, 139, f. 124. 2004. ESMERALDAS: In forest west of Lita toward San Lorenzo, 18-ene-1987. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, C. H. Dodson, D. Benzing y D. Bermudez 12356. **Isotipo.** QCNE627. Endémica.

Stelis tridactyloides Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 61, f. 86. 2002. MORONA SANTIAGO: In forest along the new road through the Cordillera del Cutucú, east of Méndez, 5-feb-1987. C. A. Luer, J. Luer y A. Hirtz 12640. **Isotipo.** QCNE628. Endémica.

Stelis yanganensis Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 64, f. 91. 2002. ZAMORA CHINCHIPE: In forest south of Yangana above Valladolid, 23-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10932. **Isotipo.** QCNE629. Endémica.

Stelis zarumae Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 88: 64, f. 92. 2002. EL ORO: In forest above Zaruma, 23-feb-1986. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz, W. Flores y A. Embree 12028. **Isotipo.** QCNE630. Endémica.

Stelis zigzag Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 95: 197, 199, f. 205. 2004. ZAMORA CHINCHIPE: In forest, Cajanuma range, south of Loja, 21-mar-1985. C. A. Luer, J. Luer, A. Hirtz y W. Flores 10749. **Isotipo.** QCNE631. Endémica.

Telipogon lehmannii Schltr., Repert. Spec. Nov. Regni Veg. Beih. 7: 197. 1920. LOJA: East Andes Loja. *F. C. Lehmann 10006.* **Isotipo.** QCNE632.

Telipogon sarae L. Baquero & Fortunato, Orquideologia 29(1): 6. 2012. PICHINCHA: Parroquia Lloa. Río Cristal. Topografía inclinada, vegetación disturbada en regeneración, 1-oct-1999. S. Gutiérrez y A. Trujillo 287. **Holotipo.** QCNE227830. (Fig. 6)

Trichosalpinx atropurpurea Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 64: 46. 1997. LOJA: In forest above Jimbura, 21-mar-1984. C. A. Luer, S. Dalström, T. Höijer y J. Kuijt 9638. **Isotipo.** QCNE634. Endémica.

Trichosalpinx jimburae Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 64: 64. 1997. ZAMORA CHINCHIPE: In forest above Jimbura, 21-mar-1984. C. A. Luer, S. Dalström, T. Höijer y J. Kuijt 9648. **Isotipo.** QCNE635. Endémica.

Trichosalpinx metamorpha Luer & Hirtz, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 64: 67. 1997. LOJA: In forest above Jimbura, 21-mar-1984. C. A. Luer, S. Dalström, T. Höijer y J. Kuijt 9639. **Isotipo.** QCNE633. Endémica.

Trisetella strumosa Luer & Andreetta, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 31: 106, pl. 16. 1989. MORONA SANTIAGO: Cordillera del Cóndor. In forest east of Chuchumbletza, 21-may-1988. C. A. Luer, A. Hirtz, W. Flores, A. Andreetta y W. Teague 13534. **Isotipo.** QCNE636. Endémica.

Zootrophion hirtzii Luer, Amer. Orchid Soc. Bull. 53(12): 1293. 1984. PICHINCHA: In forest between Calacalí and La Liberia, 7-abr-1984. C. A. Luer, S. Dalström, T. Höijer y J. Kuijt 10011. **Isotipo.** QCNE637. Endémica.

PASSIFLORACEAE

Passiflora caudata A.H. Gentry, Phytologia 48(3): 237. 1981. PICHINCHA: 15 hectare patch of mature forest in Cooperativa Santa Marta #2 along Río Verde 2 Km southeast of Sto. Domingo de Los Colorados, 5-feb-1979. C. H. Dodson, A. H. Gentry y J. A. Duke 7585. **Isotipo.** QCNE638.

Passiflora discophora P. Jørg. & Lawesson, Nordic J. Bot. 7(2): 127, f. 1. 1987. LOS RÍOS: Collections from path following ridge line at El Centinela at crest of Montañas de Ila on road from Patricia Pilar to 24 de Mayo at km 12. Patricia Pilar is at km 45 on road from Sto. Domingo to Quevedo, 23-may-1981. C. H. Dodson, P. M. Dodson, W. Clendenin y P. Clendenin 11077. **Isotipo.** QCNE641. Endémica.

Passiflora palenquensis Holm-Niels. & Lawesson, Ann. Missouri Bot. Gard. 74: 497, f. 1. 1987. LOS RÍOS: Río Palenque Science Center. Km. 56 Rd. Sto. Domingo, 6-oct-1979. C. H. Dodson, A. H. Gentry y G. Shoupp 8854. **Isotipo.** QCNE643.



Figura 6: Holotipo (QCNE227830) de *Telipogon sarae* L. Baquero & Fortunato.

Passiflora trochlearis P. Jørg., Novon 7(4): 379, f. 1. 1997[1998]. PICHINCHA: Reserva ENDESA, Quito-Puerto Quito road at km 113, 23-ene-1987. P. M. Jørgensen 61637. **Isotipo**. QCNE646. Endémica.

Passiflora ulmeri Schwerdtf., Haussknechtia 6: 46. 1997. LOJA: Panamericana Saraguro-Loja. Km. 39, 6-sep-1996. M. Schwerdtfeger 96090602. **Isotipo**. QCNE647.

PHYLLANTHACEAE

Croizatia cimallonia C. Cerón & G.L. Webster, Novon 12(2): 170-172, f. 1. 2002. GUAYAS: Cantón Naranjal. Reserva Ecológica Manglares de Churute. Cerro Cimalón, 26-jun-1999. C. E. Cerón, G. Carvajal y R. Romero 38915. **Isotipo**. QCNE211. Endémica. (Fig. 7)

Phyllanthus attenuatus Miq. subsp. *incarum* G.L. Webster, Lundellia 7: 19, f. 1, 2d. 2004. NAPO: Carretera Cañon de los Monos- Sachas. 8-oct-1987. W. A. Palacios 2095. **Holotipo**. QCNE213.

Phyllanthus awaensis G.L. Webster, Lundellia 7: 24, f. 1, 6. 2004. CARCHI: Cantón Tulcán. Tobar Donoso. Reserva Indígena Awá. Centro El Baboso, 17-ago-1992. G. Tipaz, M. Tirado, C. Aulestia, N. Aulestia y P. Ortíz 1830. **Holotipo**. QCNE214.

PIPERACEAE

Piper fallenii A.H. Gentry, Phytologia 47(2): 106. 1980. LOS RÍOS-PICHINCHA: Collections from path following ridge line at El Centinella, crest of Montañas de Ila. Km 12 of road from Patricia Pilar to 24 de Mayo at km 12. Patricia Pilar is at km 45 on road from Sto. Domingo to Quevedo, 2-oct-1979. C. H. Dodson, A. H. Gentry y G. Shoupp 8678. **Isotipo**. QCNE648. Endémica.

POACEAE

Calamagrostis ecuadoriensis Lægaard, Novon 8(1): 25-26, f. 1B. 1998. TUNGURAHUA: Cordillera de Llanganates Páramo de Jaramillo, 2-nov-1984. S. Lægaard 53295. **Isotipo**. QCNE649. Endémica.

Festuca chimborazensis E.B. Alexeev subsp. *micaco-chensis* Stančík, Folia Geobot. Phytotax. 39(1): 105, f. 3, 6-10. 2004[2004]. PICHINCHA- NAPO: Volcán Antisana, between Campamento IMAP and Laguna Mica-cocha, 7-mar-1992. S. Lægaard 101612. **Isotipo**. QCNE126453. Endémica.

Muhlenbergia palmirensis Grignon & Lægaard, Nordic J. Bot. 9(1): 47, f. 1-2. 1989. CHIMBORAZO: Panamerican highway, Riobamba - Alausí. N of Palmira. Grass-steppe area, partly with dunes, 29-ago-1984. S. Lægaard 52721. **Isotipo**. QCNE26069. Endémica.

Neurolepis asymmetrica L.G. Clark, Novon 6(4): 336, f. 1A-C. 1996. LOJA: Páramo at road Yangana-Cerro Toledo, 26-feb-1985. S. Lægaard 53681. **Isotipo**. QCNE650. Nombre aceptado: *Chusquea asymmetrica* (L.G. Clark) L.G. Clark Endémica.

Neurolepis fimbriulata L.G. Clark, Novon 6(4): 338, f. 2. 1996. PICHINCHA: West side of Volcán Atacazo, along drink water canal, 11-ago-1984. S. Lægaard 52632. **Isotipo**. QCNE651. Nombre aceptado: *Chusquea fimbriulata* (L.G. Clark) L.G.

Neurolepis villosa L.G. Clark, Novon 6(4): 349, f. 3E-G. 1996. AZUAY: Páramo de Cajas W of Cuenca, 2-sep-1984. S. Lægaard 52884. **Isotipo**. QCNE652. Nombre aceptado: *Chusquea villosa* (L.G. Clark) L.G. Clark Endémica.

Streptochaeta spicata Schrad. ex Nees subsp. *ecuatorialiana* Judz. & Soderstr., Smithsonian Contr. Bot. 68: 39. 1989. LOS RÍOS: Cantón Vinces. Jauneche forest. Jauneche, Km 70. Quevedo-Palenque, vía Mocachi, 23-mar-1980. C. H. Dodson y A. H. Gentry 9832. **Isotipo**. QCNE1723.

POLYGALACEAE

Acanthocladus guayaquilensis B. Eriksen & B. Ståhl, Fl. Ecuador 65: 7, f. 2. 2000. LOJA: Bosque Petrificado Puyango. Quebrada El Chirimoyo, 17-feb-1998. X. Cornejo y C. Bonifaz 6028, **Isotipo**, QCNE653, Endémica.

Monnina pichinchensis B. Eriksen, Fl. Ecuador 65: 70, f. 14a-g. 2000. PICHINCHA: Carretera Nono-Nanegalito en falda norte de Cerro Pichincha, 9-may-1982. H. Balslev y B. M. Boom 2485. **Isotipo**. QCNE654. Endémica.

Monnina pycnophylla B. Eriksen, Fl. Ecuador 65: 63, f. 12. 2000. AZUAY: 10 km S of Cumbe on road to Oña, 28-ene-1988. U. Mollau, B. Eriksen y M. Fredrikson 2682. **Isotipo**. QCNE655. Endémica.

Monnina reticulata B. Eriksen, Fl. Ecuador 65: 29, f. 5. 2000. PICHINCHA: SW slopes of Loma Tablarumi. 9 km E of Olmedo on road to Laguna San Marcos, 17-dic-1987. U. Mollau y B. Eriksen 2010. **Isotipo**. QCNE656. Endémica.

PRIMULACEAE

Ardisia flavida Pipoly, Sida 17(2): 451. 1996. ESME-RALDAS: Cantón San Lorenzo. 10 km al suroeste de Lita, subiendo al sector El Cristal, cerca a la carretera, 10-sep-1990. D. Rubio y C. Quelal 664. **Isotipo**. QCNE393. Endémica.

Ardisia pichinchana Lundell, Wrightia 6(4): 86. 1979. PICHINCHA: Centinela. Canton Sto Domingo, 12 km E of Patricia Pilar, along path on ridge line, 23-ago-1978. C. H. Dodson 7207. **Isotipo**. QCNE396.

Clavija procera B. Ståhl, Fl. Ecuador 39: 13. 1990. NAPO: Reserva Biológica 'Jatun Sacha'. Río Napo, 8 km. río abajo de Misahuallí, margen derecha, 2-oct-1986. W. A. Palacios 1339. **Isotipo**. QCNE758.

Clavija subandina B. Ståhl, Novon 5(4): 370-373, f. 2. 1995. NAPO: Cantón Archidona. Faldas al sur del Volcán Sumaco. Sendero entre la comunidad El Pacto y

el cerro Huahua Sumaco, 24-oct-1989. *W. A. Palacios y D. A. Neill 4725. Isotipo.* QCNE759. Endémica.

Cybianthus anthuriophyllus **Pipoly**, Sida 18(1): 89-92, f. 17. 1998. NAPO: Cantón Gonzalo Pizarro. Río Tigre, afluente del Río Dashiño, entrando en el km. 73 de la carretera Lumbaqui- El Reventador, 10 km. al Sur, 18-feb-1987. *W. A. Palacios y D. A. Neill 1584. Isotipo.* QCNE394.

Geissanthus challuayacus **Pipoly**, Sida 17(2): 466-469, f. 3. 1996. NAPO: Cantón Archidona. Faldas al sur del Volcán Sumaco. Carretera Hollín-Loreto, km 31. Comuna Challua Yacu, 20-mar-1989. *W. A. Palacios 4066. Isotipo.* QCNE395. Endémica.

Geissanthus vanderwerffii **Pipoly**, Sida 17(2): 459-470, f. 1. 1996. ZAMORA CHINCHIPE: Along old trail from Nudo de Sabanillo to Vallodolid, 6-may-1987. *H. van der Werff y W. A. Palacios 9374. Isotipo.* QCNE397. Endémica.

Parathesis palaciosii **Pipoly**, Novon 3(2): 176, f. 1. 1993. NAPO: Cantón Tena. Estación Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al este de Misahuallí, 12-dic-1989. *W. A. Palacios 4761. Isotipo.* QCNE398. Endémica.

PROTEACEAE

Panopsis megistosperma **Bonifaz & X. Cornejo**, Fl. Ecuador 69: 12, f. 2. 2002. LOS RÍOS: Hda Clementina. Cerro Samana, trail between destacamente Pita and La Torre, between Ito 14 and 15, at boarder of forest, 21-sep-1999. *C. Gustafsson y X. Cornejo 510. Isotipo.* QCNE658. Endémica.

ROSACEAE

Lachemilla angustata **Romol.**, Fl. Ecuador 56: 107. 1996. AZUAY: Road Loja-Cuenca. 110-115 km S of Cuenca, 31-mar-1993. *K. Romoleroux, B. Ollgaard y E. Ostergaard 1562. Isotipo.* QCNE660. Endémica.

Rubus laegaardii **Romol.**, Fl. Ecuador 56: 15. 1996. AZUAY-MORONA SANTIAGO: Near the pass on the road Sigsig-Gualaquiza, 29-may-1992. *S. Lægaard, L. G. Clark y P. Stern 103042. Isotipo.* QCNE126599. Endémica.

RUBIACEAE

Agouticarpa hirsuta **C. Persson**, Brittonia 55(2): 188-191, f. 6-7. 2003. ZAMORA CHINCHIPE: New road Loja-Zamora. Trail to Podocarpus patch at Quebrada del Diablo, 1-may-1987. *H. van der Werff y W. A. Palacios 9254. Isotipo.* QCNE662. Endémica.

Agouticarpa velutina **C. Persson**, Brittonia 55(2): 194-196, f. 10-11. 2003. ORELLANA: Reserva Florística el Chunchu. 5 km al Norte de Coca. Parcela permanente, 23-may-1993. *W. A. Palacios 10681. Isotipo.* QCNE663.

Aleis lugonis **L. Andersson**, Fl. Ecuador 50: 87. 1994. NAPO: Colecciones a 3 km de entrada a Estación Biológica Jatun Sacha, en camino a Río Arajuno, 30-ago-1988. *W. A. Palacios 2831. Isotipo.* QCNE664. Endémica.

Amphidasya amethystina **J.L. Clark & C.M. Taylor**, Novon 11(4): 491-492, f. 1. 2001. ESMERALDAS: Bilsa Biological Station Mache Mountains, 35 km W of Quinindé, 5 km W of Santa Isabel, 27-oct-1995. *J. L. Clark, L. Kvist, P. Mendosa y L. Skog 1514. Holotipo.* QCNE665. Endémica.

Bertiera rugosa **L. Andersson & C. Persson**, Novon 11: 373, f. 1. 2001. ZAMORA CHINCHIPE: Podocarpus national park, Road Loja-Zamora, ca km 15. Quebrada de San Francisco, on trail from visitors hut past Quebrada del diablo, 22-mar-2000. *C. Persson 496. Holotipo.* QCNE666. Endémica.

Cordia longicaudata **C.H. Perss. & Delprete**, Nordic J. Bot. 28: 523-525, f. 1. 2010. CARCHI: Cantón Tulcán. Reserva Indígena Awa. Comunidad el Baboso, 12 km north of Lita, 20-sep-1991. *D. Rubio, G. Tipaz y M. Taicuz 2193. Isotipo.* QCNE667. Endémica.

Coussarea amplifolia **C.M. Taylor**, Fl. Ecuador 62(162, pt. 3): 248-250, fig. 45. 1999. NAPO: Reserva Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al E de Misahuallí, 21-may-1987. *C. E. Cerón 1466. Isotipo.* QCNE668.

Coussarea cephaloides **C.M. Taylor**, Fl. Ecuador 62(162, pt. 3): 251-252, fig. 46A. 1999. NAPO: Estación Experimental INIAP-Payamino, 5 km al N de Coca. Reserva Florística El Chunchu, 29-nov-1986. *D. A. Neill 7504. Isotipo.* QCNE669.

Coussarea dulcifolia **D.A. Neill, C. Cerón & C.M. Taylor**, Fl. Ecuador 62(162, pt. 3): 253-254. 1999. NAPO: Reserva Biológica Jatun Sacha. 8 Km de Puerto Misahuallí, margen derecha del Río Napo, 12-nov-1987. *C. E. Cerón 2694. Isotipo.* QCNE670. Endémica.

Coussarea ecuadorensis **C.M. Taylor**, Fl. Ecuador 62(162, pt. 3): 255, fig. 47A. 1999. NAPO: Cantón Archidona. Faldas al sur del Volcán Sumaco. Carretera Hollín-Loreto, km 31. Comuna Challua Yacu, 4-oct-1989. *W. A. Palacios y C. Iguago 4547. Isotipo.* QCNE671.

Coussarea pilosula **C.M. Taylor**, Fl. Ecuador 62(162, pt. 3): 266-268, fig. 47B. 1999. NAPO: Jatun Sacha Biological Station. Río Napo, 8 km east of Misahuallí, 21-mar-1991. *D. A. Neill y S. Espinoza 9834. Isotipo.* QCNE673.

Coussarea spiciformis **C.M. Taylor**, Fl. Ecuador 62(162, pt. 3): 270-271, fig. 47C. 1999. NAPO: Parque Nacional Yasuní. Pozo petrolero Daimi 2, 26-may-1988. *C. E. Cerón y F. Hurtado 3872. Isotipo.* QCNE674.

Coutarea coutaportloides **C.M. Taylor**, Novon 20(1): 99-101, fig. 2B, C. 2010. AZUAY: Dirt road from Oña to Cochapata, km 20.3, 24-oct-1997. *G. Lewis y P. Lozano 3650. Holotipo.* QCNE675.



Figura 7: Isotipo (QCNE211) de *Croizatia cimallonia* Cerón & G.L. Webster.

- Faramea calyprata*** C.M. Taylor, Fl. Ecuador 62(162, pt. 3): 280-282, fig. 48B. 1999. PICHINCHA: Reserva Florística- Ecológica "Rio Guajalito", Km 59 de la carretera antigua Quito-Sto Domingo de los Colorados, 3.5 km al NE de la carretera. Estribaciones occidentales del Volcán Pichincha, 23-ago-1985. J. Jaramillo y V. Zak 8098. **Isotipo**. QCNE676.
- Faramea cupheoides*** C.M. Taylor, Fl. Ecuador 62(162, pt. 3): 285-286, fig. 48C. 1999. NAPO: Cantón Aguarico. Parque Nacional Yasuní. Lagunas de Garza Cocha. Cerca a borde del río Garza. Suelo parcialmente inundado, 22-sep-1988. C. E. Cerón y N. Gallo 4886. **Isotipo**. QCNE680.
- Faramea uncinata*** C.M. Taylor, Fl. Ecuador 62(162, pt. 3): 309-311, fig. 49B-C. 1999. NAPO: Carretera Hollín-Loreto, 5 km al W de Guamaní, faldas del Volcán Sumaco, 6-sep-1988. D. A. Neill, F. Hurtado y A. Alvarado 8579. **Isotipo**. QCNE681.
- Hippotis comosa*** L. Andersson & Rova, Fl. Ecuador 74: 14-16, f. 3A-B. 2004. ESMERALDAS: Cantón Quinindé. The Mache-Chindul Ecological Reserve. Bilsa Biological Station. Mache Mountains, 35 km W of Quinindé, 4-dic-1996. J. L. Clark, M. Lysinger, T. Walla y H. Greeney 3559. **Isotipo**. QCNE156721. Endémica.
- Joosia longisepala*** L. Andersson, Brittonia 49: 37. 1997. PASTAZA: Puyo. Pambayacu. Río Lliquino, 7-may-1992. W. A. Palacios 10145. **Isotipo**. QCNE682. Endémica.
- Ladenbergia epiphytica*** L. Andersson, Fl. Ecuador 50(162:1-2): 25. 1994. CARCHI: Border area between Prov. Carchi and Esmeraldas, about 20 km past Lita on road Lita-Alto Tambo, 23-jun-1991. H. van der Werff, B. Gray y G. Tipaz 11883. **Isotipo**. QCNE683.
- Malanea campylocarpa*** C.M. Taylor, Novon 13(2): 225-226, f. 1F, G. 2003. NAPO: Cantón Tena. Estación Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al E de Misahuallí, 14-abr-1991. W. A. Palacios 7068. **Isotipo**. QCNE684.
- Malanea ecuadorensis*** C.M. Taylor, Novon 13(2): 226-227, f. 1D, E. 2003. NAPO: Yasuní Forest Reserve, 1-3 km E of Pontificia Universidad Católica Science Station by Tiputini River, 15-jun-1995. P. Acevedo y J. A. Cedeño 7327. **Isotipo**. QCNE685. Endémica.
- Notopleura acuta*** C.M. Taylor, Ann. Missouri Bot. Gard. 88(3): 486-487, f. 1A-C. 2001. NAPO: Estación Biológica Jatun Sacha, 2-jul-1990. T. Flynn, R. Peckenpaugh y R. Yamakawa 4025. **Isotipo**. QCNE105410.
- Notopleura aequatoriana*** C.M. Taylor, Ann. Missouri Bot. Gard. 88(3): 488, f. 1D-G. 2001. NAPO: Cantón Archidona. Carretera Hollín-Loreto, entre Avila y Loreto. Huiruno, comunidad Quichua, 24-nov-1989. C. E. Cerón 7745. **Isotipo**. QCNE686.
- Notopleura bryophila*** C.M. Taylor, Novon 13(2): 233-235, f. 3D, E. 2003. LOJA: Cofradia. Saraguro-Loja, Km 40.2, 9-dic-1994. P. Jørgensen, C. Ulloa, H. Vargas y P. Lozano 1380. **Holotipo**. QCNE687. Endémica.
- Notopleura corymbosa*** C.M. Taylor, Novon 13(2): 240, f. 3B, C. 2003. ZAMORA CHINCHIPE: Parque Nacional Podocarpus. Guardería en río Bombuscaro, 23-ene-1995. W. A. Palacios y M. Tirado 13216. **Holotipo**. QCNE688. Endémica.
- Notopleura scarlatina*** C.M. Taylor, Ann. Missouri Bot. Gard. 88(3): 506-507, f. 6D-F. 2001. NAPO: Estación Biológica Jatun Sacha, 6-oct-1988. W. A. Palacios 3062. **Isotipo**. QCNE689.
- Notopleura spiciformis*** C.M. Taylor, Novon 13(2): 251-252, f. E, F. 2003. ESMERALDAS: Cantón San Lorenzo. Reserva Etnica Awá. Centro Guadualito, 20-jul-1992. C. Aulestia, G. Tipaz, L. Delgado y G. Lao 20. **Holotipo**. QCNE690.
- Notopleura tubulistipula*** C.M. Taylor, Novon 13(2): 253-254, f. 1A, B. 2003. COTOPAXI: Carretera Latacunga-Zumbahua-Pilaló, 22-may-1988. W. A. Palacios, D. A. Neill y C. E. Cerón 2550. **Isotipo**. CNE691. Endémica.
- Notopleura vargasiana*** C.M. Taylor, Novon 13(2): 258-259, f. 7C. 2003. NAPO: Reserva Ecológica Antisana. Cordillera de los Guacamayos, cruce del oleoducto de la compañía ARCO. Colecciones entre Río Vinillos y El Mirador, 3-ene-1999. H. Vargas, E. Narváez y F. Mamallacta 3294. **Holotipo** QCNE693. **Isotipo** QCNE692.
- Palicourea anderssoniana*** C.M. Taylor, Ann. Missouri Bot. Gard. 84: 236. 1997. PICHINCHA: Reserva Florística- Ecológica "RIO GUAJALITO", Km 59 de la carretera antigua Quito-Sto Domingo de los Colorados, 3.5 km al NE de la carretera, estribaciones occidentales del Volcán Pichincha, 11-ago-1985. J. Jaramillo y V. Zak 7992. **Isotipo**. QCNE694. Endémica.
- Palicourea anianguana*** C.M. Taylor, Ann. Missouri Bot. Gard. 84: 237. 1997. NAPO: Añangu, Río Napo. Tierra firme, 16-abr-1983. J. E. Lawesson, T. Laessoe y P. M. Jørgensen 39442. **Isotipo**. QCNE696. Endémica.
- Palicourea asplundii*** C.M. Taylor, Ann. Missouri Bot. Gard. 84: 239. 1997. CARCHI: Cantón Tulcán. Reserva Indígena Awá. Parroquia Tobar Donoso, sector el Baboso, 3-oct-1991. G. Tipaz, D. Rubio y M. Taicuz 280. **Isotipo**. QCNE697. Endémica.
- Palicourea chignul*** C.M. Taylor, Ann. Missouri Bot. Gard. 84: 244. 1997. CARCHI: Maldonado: Parroquia Tobar Donoso. Reserva Etnica Awá. Sabalera, 22-nov-1992. C. Aulestia, E. Aulestia y M. Guanga 852. **Isotipo**. QCNE698.
- Palicourea clerodendroides*** C.M. Taylor, Novon 10(1): 80-82, f. 2A-C. 2000. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritzza. Río Nangaritzza. Pachicutza, 3-dic-1990. W. A. Palacios y D. A. Neill 6471. **Isotipo**. QCNE699.
- Palicourea condorica*** C.M. Taylor, Ann. Missouri Bot. Gard. 84: 246. 1997. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón



Figura 8: Holotipo (QCNE209623) de *Gloeospermum crassicarpum* W. Palacios.

Nangaritza. Río Nangaritza. Pachicutza. Faldas inferiores de la Cordillera del Cóndor, 5-dic-1990. *W. A. Palacios* y *D. A. Neill* 6556. **Isotipo**. QCNE701.

Palicourea jaramilloi **C.M. Taylor**, Ann. Missouri Bot. Gard. 84: 252. 1997. LOJA: Saraguro, Km 18, 21-abr-1994. *P. M. Jørgensen*, *C. Ulloa*, *H. Vargas* y *G. Abendaño* 459. **Isotipo**. QCNE702.

Palicourea jatun-sachensis **C.M. Taylor**, Novon 4(1): 55-57, f. 1A-B. 1994. NAPO: Estación Biológica Jatun Sacha, ca. 8 km ESE of Puerto Misahuallí. Along the edge of the Misahuallí-Coca road and in adjacent, 23-jun-1986. *J. Miller* y *S.F.S. Medical Botany Class* 2167. **Isotipo**. QCNE703.

Palicourea loxensis **C.M. Taylor**, Brittonia 58(2): 165-167, f. 1d, e. 2006. ZAMORA CHINCHIPE: Road Loja (El Valle)-Zamora km 24, Estación Científica San Francisco welcome center, 11-nov-2000. *P. M. Jørgensen*, *C. Ulloa*, *H. Vargas* y *P. Lozano* 2307. **Holotipo**. QCNE704.

Palicourea luteonivea **C.M. Taylor**, Ann. Missouri Bot. Gard. 84: 253. 1997. NAPO: Puerto Misahuallí, 8 Km. río abajo, margen derecha del río Napo. Estación Biológica Jatun Sacha, 20-oct-1986. *J. Zaruma* 776. **Isotipo**. QCNE705.

Palicourea prodiga **Standl. ex C.M. Taylor**, Ann. Missouri Bot. Gard. 84: 254. 1997. NAPO: Margen derecha del Río Cosanga, 3 km arriba del puente de Cosanga, 18-oct-1990. *W. A. Palacios* 6385. **Isotipo**. QCNE706. Endémica.

Palicourea subalatoidea **C.M. Taylor**, Ann. Missouri Bot. Gard. 84: 255. 1997. NAPO y PASTAZA: Misahuallí to Tena to Puyo to Mera, in woods along road, 19-dic-1986. *B. Hammel* 16026. **Isotipo**. QCNE707. Endémica.

Pentagonia bonifaziana **Cornejo**, Harvard Pap. Bot. 11(1): 19-22, f. 1a-b,d,f. 2006. ESMERALDAS: Reserva Mache-Chindul, adentro del Río Ene, a lo largo del estero aportante, cerca a propiedad de Luis Cabrera, 3-may-2003. *X. Cornejo* y *C. Bonifaz* 7782. **Isotipo**. QCNE181713. Endémica.

Pentagonia breviloba **L. Andersson & Rova**, Fl. Ecuador 74: 32-33, f. 5C-E. 2004. ESMERALDAS: Bilsa Biological Station. Montañas de Mache, 35 km W of Quinindé, 5 km W of Santa Isabel, 17-may-1995. *J. L. Clark* y *C. Watt* 908. **Isotipo**. QCNE708. Endémica.

Pentagonia involucreta **C.M. Taylor**, Novon 6(2): 217, f. 2. 1996. ESMERALDAS: San Lorenzo. Parroquia Ricaurte. Centro Pambilar, 21-ene-1993. *C. Aulestia* y *M. Aulestia* 998. **Isotipo**. QCNE709.

Pentagonia subsessilis **L. Andersson & Rova**, Fl. Ecuador 74: 35-37, f. 6E-F. 2004. ESMERALDAS: Cantón San Lorenzo. Ricaurte. Comunidad Balsareño a 10 km al Este de Ricaurte, Reserva Etnica Awá, 15-abr-1991.

D. Rubio y *C. Quelal* 1484. **Isotipo**. QCNE710. Endémica.

Pentagonia villosula **L. Andersson & Rova**, Fl. Ecuador 74: 25, f. 4F-G. 2004. PASTAZA: Cantón Pastaza. Pozo petrolero "Danta 2" de UNOCAL. 50 km, al sureste de Curaray, 1-oct-1990. *S. Espinoza* y *T. Coba* 485. **Holotipo**. QCNE711. Endémica.

Psychotria ceronii **C.M. Taylor**, Novon 16(1): 143, 144-146, f. 2G-I. 2006. NAPO: Cantón Tena. Estación Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al este de Misahuallí. Parcela permanente, 19-mar-1989. *C. E. Cerón* 6318. **Isotipo**. QCNE712.

Psychotria convergens **C.M. Taylor**, Novon 16(1): 146-147, f. 2A-C. 2006. PICHINCHA: Reserva Orquideológica El Pahuma, carretera Calacalí-Los Bancos, km 22, 6-nov-1999. *A. Cedeño* y *Grupo Post-Grado MO-QCNE 10*. **Holotipo**. QCNE713.

Psychotria esmeraldana **C.M. Taylor**, Novon 16(1): 149, fig. 2D-F. 2006. ESMERALDAS: Quinindé. Bilsa Biological Station. Montañas de Mache, 35 km W of Quinindé, 5 km W of Santa Isabel, Old Mono Road, 3-5 km SW of the station, 13-nov-1994. *M. S. Bass* y *N. Pitman* 244. **Holotipo**. QCNE714.

Psychotria ownbeyi **Standl. ex C.M. Taylor**, Novon 4(2): 176-178, f. 2C-D. 1994. NAPO: Cantón Archidona. South slopes of Volcán Sumaco. 4 km north of Huahua Sumaco community. Near Río Huataraco, 13-dic-1989. *D. A. Neill*, *A. Alvarado* y *F. Hurtado* 9164. **Isotipo**. QCNE20682.

Randia pubistyla **C. Gust.**, Novon 10(3): 204-206, f. 2. 2000. GUAYAS: Guayaquil. Bosque Protector Cerro Blanco, 15 Km al oeste de Guayaquil, cerro Mirador de los Monos, 26-feb-1992. *D. Rubio* y *W. A. Palacios* 2439. **Isotipo**. QCNE121798.

Rudgea clerodendroides **Zappi**, Fl. Ecuador 79: 81, f. 5 k-q. 2006. NAPO: Cantón El Chaco. Codo Sinclair. Bosque muy húmedo Tropical. Bosque primario en el valle del Río Quijos, 16-sep-1990. *W. A. Palacios* 5765. **Isotipo**. QCNE715.

Rudgea crassipetiolata **Zappi**, Fl. Ecuador 79: 88, fig. 6O-6Y. 2006. NAPO: Estación Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al este de Misahuallí. Cerca a la Parcela Permanente 03, 22-oct-1988. *C. E. Cerón* y *C. Iguago* 5463. **Holotipo**. QCNE716.

Rudgea spinigemma **Zappi**, Fl. Ecuador 79: 102, f. 11m-y. 2006. PASTAZA: Río Curayay, boca del río Namoyacu. Terraza del río, suelo aluvial sujeto a inundación ocasional, 14-ago-1985. *D. A. Neill* 6600. **Holotipo**. QCNE717. **Isotipo**. QCNE718.

Rudgea viburnoides (**Cham.**) **Benth. subsp. megalocarpa** **Zappi**, Fl. Ecuador 79: 106, f. 12j-u. 2006. NAPO: Reserva Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al E de Misahuallí, 21-may-1987. *C. E. Cerón* 1479. **Holotipo**. QCNE719.

Sabicea pyramidalis L. Andersson, Fl. Ecuador 62: 110, f. 31. 1999. NAPO: Tena, Reserva Biológica Jatun Sacha, Río Napo, 8 km al E de Misahuallí, 24-abr-1987. C. E. Cerón 1265. **Isotipo.** QCNE720. Endémica.

Schizocalyx condoricus D.A. Neill & C.M. Taylor, Novon 21(4): 500-503, 1D, E. 2011. ZAMORA CHINCHIPE: Cordillera del Cóndor, vertiente occidental. Cuenca del Río Quimi, 5-abr-2006. W. Quizhpe 2120. **Isotipo.** QCNE203691.

Stilpnophyllum grandifolium L. Andersson, Fl. Ecuador 50: 81. 1994. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritza. Detrás del campamento Militar de (Miazi), 21-oct-1991. W. A. Palacios, I. Vargas y G. Galarza 8563. **Isotipo.** QCNE721.

Stilpnophyllum oellgaardii L. Andersson, Fl. Ecuador 50: 78, f. 11 E-G. 1994. ZAMORA CHINCHIPE: Quebrada Río San Francisco, at new road Loja-Zamora (in construction), 23-jun-1988. B. Øllgaard 74918. **Isotipo.** QCNE722.

Stilpnophyllum revolutum L. Andersson, Fl. Ecuador 50: 80. 1994. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón Nangaritza. Ridge crest of Cordillera del Cóndor, above Pachicutza, on disputed Perú- Ecuador border, 5-dic-1990. D. A. Neill y W. A. Palacios 9520. **Isotipo.** QCNE723.

RUTACEAE

Amyris amazonica Cornejo & Kallunki, Brittonia 61(2): 116-118, f. 1a-f. 2009. SUCUMBÍOS: Parroquia Limoncocha. Sector Pishira, chacras de Don Domingo Andi. (Várzea), 21-feb-2004. C. E. Cerón y C. Reyes 50666. **Isotipo.** QCNE234138.

Amyris centinelensis Cornejo, Harvard Pap. Bot. 14(2): 161, f. 1. 2009. LOS RÍOS: Cantón Quevedo. Cerro Centinela, el Mirador. A 12 km al este de Patricia Pilar y Centro Científico Río Palenque, 3-jun-1990. D. Rubio y W. S. Alverson 408. **Holotipo.** QCNE41276.

Angostura alipes Kallunki, Kew Bull. 53(2): 261-263, f. 1G-J. 1998. PASTAZA: Carretera de PETRO-CANADA en construcción. Vía Auca, 115 km al sur de Coca, 4 km al sur del Río Tigüino, 22-feb-1989. V. Zak 4018. **Isotipo.** QCNE724. Endémica.

Zanthoxylum bonifazieae Cornejo & Reynel, Harvard Pap. Bot. 14(2): 163, f. 2, 3. 2009. LOS RÍOS: Hcda. Clementina, Cerro Samama, 3-abr-1996. X. Cornejo, C. Cornejo y C. Bonifaz 4916. **Isotipo.** QCNE229063.

SABIACEAE

Meliosma boliviensis Cuatrec. var. *sumacensis* A.H. Gentry ex Cornejo & E. Ramos, Harvard Pap. Bot. 17(2): 289-293, f. 4. 2012. NAPO: Cantón Archidona. Faldas al sur del Volcán Sumaco. Carretera Hollín-Loreto, km 31. Comuna Challua Yacu, 4-oct-1989. W. A. Palacios y C. Iguago 4554. **Isotipo.** QCNE17441.

Ophiocaryon neillii Aymard & Daly, Brittonia 58(3): 273, f. 2. 2006. MORONA SANTIAGO: Bomboiza, 17

km al SE de Gualaquiza, jun-1985. J. Zaruma 344. **Isotipo.** QCNE725. Endémica.

SALICACEAE

Banara riparia Sleumer, Fl. Neotrop. Monogr. 22: 104-105. 1980. ESMERALDAS: Río Hoja Blanca con Río Hualpi, 17-sep-1965. E. E. Little y R. G. Dixon 21081. **Isotipo.** QCNE243. Endémica.

Neosprucea melastomatoides M.H. Alford, Syst. Bot. Monogr. 85: 30-33, f. 10a-g. 2008. NAPO: Reserva Biológica 'Jatun Sacha'. Río Napo, 8 km. río abajo de Misahuallí, margen derecha, 2-sep-1986. W. A. Palacios 1390. **Isotipo.** QCNE244.

SANTALACEAE

Acanthosyris annonagustata C. Ulloa & P. Jørg., Novon 8(1): 84-86, f. 1. 1998. NAPO: Orellana. Parque Nacional Yasuní. Carretera y Oleoducto de Maxus en construcción, Km 20, 28-jul-1993. M. Aulestia y G. Greffa 232. **Holotipo.** QCNE727.

Dendrophthora tenuis Kuijt, Brittonia 61(2): 149-152, f. 5a-d. 2009. ZAMORA CHINCHIPE: In the vicinity of the mining camp at the Río Tundaime, 12-nov-2004. H. van der Werff, B. Gray, J. C. Ronquillo y W. Quizhpe 19534. **Isotipo.** QCNE324.

Dendrophthora werffii Kuijt, Brittonia 61(2): 152, f. 6. 2009. ZAMORA CHINCHIPE: In the vicinity of the mining camp at the Río Tundaime. Along trail above botanical garden, 11-nov-2004. H. van der Werff, B. Gray, J. C. Ronquillo y W. Quizhpe 19493. **Isotipo.** QCNE325.

Phoradendron aulestianum Kuijt, Syst. Bot. Monogr. 66: 96-97, f. 15, 36. 2003. NAPO: Aguatico. Reserva Etnica Huaorani. Carretera y oleoducto de Maxus, Km 116+6. Ramal de carretera a Plataforma IRO, 11-mar-1995. M. Aulestia y Bainca 3570. **Isotipo.** QCNE326. Endémica.

Phoradendron palandensis Kuijt, Novon 22(4): 459, 12. 2011. ZAMORA CHINCHIPE: Palanda. Región de la Cordillera del Cóndor. Parroquia San Francisco de Vergel. Riberas del Río Vergel, entre Santa Rosa y La Canela, 6-mar-2007. W. Quizhpe y A. Wisum 2496. **Isotipo.** QCNE218681.

SAPINDACEAE

Melicoccus novogranatensis Acev.-Rodr., Fl. Neotrop. Monogr. 87: 41-42, f. 31, 36. 2003. NAPO: Aguatico. Reserva Etnica Huaorani. Carretera y oleoducto de Maxus en construcción, Km 86-89, 25-mar-1994. A. Dik 1179. **Isotipo.** QCNE728. Endémica.

SAPOTACEAE

Pouteria brevipetiolata T.D. Penn., Fl. Neotrop. Monogr. 52: 468, f. 104E-F. 1990. EL ORO: ca. 50 km SE of Arenillas along road to Loja, forest remnant on steep slopes, 13-nov-1982. T. D. Pennington y G. Tenorio 10716. **Isotipo.** QCNE730. Endémica.

Pouteria condorensis T.D. Penn., Fl. Ecuador 80: 136, f. 18, a-d. 2007. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón El Pangui. Cordillera del Cóndor, cerca a la cresta de la Cordillera, 1 km al oeste del destacamento militar Cóndor Mirador, cuenca alta del río Tundayme, 16-nov-2000. W. Ramírez, D. A. Neill, M. Cerna y Grupo Post-Grado 96. **Isotipo**. QCNE731.

Pouteria megaphylla T.D. Penn., Fl. Ecuador 80: 61, f6, a-e. 2007. NAPO: Cantón Tena. Estación Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al este de Misahuallí, 22-oct-1989. W. A. Palacios y C. Iguago 4687. **Isotipo**. QCNE732.

Pouteria scabritesta T.D. Penn., Fl. Ecuador 80: 91, f. 15h, l. 2007. NAPO: Cantón Tena. Estación Biológica Jatun Sacha. 6 km al oeste de la Estación, entrada a Misahuallí, 20-sep-1989. W. A. Palacios 4422. **Isotipo**. QCNE733. Endémica.

Pouteria torta Radlk. subsp. *glabra* T.D. Penn., Fl. Neotrop. Monogr. 52: 484-487, f. 111K-N. 1990. ZAMORA CHINCHIPE: Just N of Yantzaza. Forest remnants and pasture on steep slopes, 15-nov-1982. T. D. Pennington y G. Tenorio 10745. **Isotipo**. QCNE734.

Pradosia montana T.D. Penn., Fl. Neotrop. Monogr. 52: 661-663, f. 155E, 156a. 1990. EL ORO: c. 60 km SE of Arenillas along road to Loja. Dry zone with Ceuba & Algarrobo. Steep slopes with forest along the rivers, trees around 10-18m high, 13-nov-1982. T. D. Pennington y G. Tenorio 10719. **Isotipo**. QCNE735.

SCHLEGELIACEAE

Exarata chocoensis A. H. Gentry, Syst. Bot. 17(3): 503-506, f. 1-3. 1992. PICHINCHA: Puerto Quito. Disturbed forest & pasture, 19-oct-1982. T. D. Pennington y J. F. de la Cruz. 10550. **Isotipo**. QCNE61.

SIPARUNACEAE

Siparuna conica S.S. Renner & Hausner, Novon 6(1): 108-111, f. 5. 1996. CARCHI: Cantón Tulcán. Reserva Etnica Awá. Comunidad de Gualpi Medio, 21-may-1992. C. Quelal, G. Tipaz y J. Taicúz 685. **Holotipo**. QCNE368.

Siparuna croatii S.S. Renner & Hausner, Novon 5(1): 61, f. 1A-D, 2. 1995. COTOPAXI. Along road between Quevedo & El Corazón, 63.4 km SE of Quevedo, 6 km NW of El Corazón, primary forest on steep slopes near waterfall above Río Angamarca, 4-abr-1983. T. B. Croat 55752. **Holotipo**. QCNE369. Endémica.

Siparuna gentryana S.S. Renner, Novon 10(2): 134-138, f. 1-3. 2000. CARCHI: Tulcán. Reserva Etnica Awá. Parroquia El Chical. Centro Gualpi Medio. Río Canumbí, 19-feb-1993. A. Grijalva, C. Aulestia y J. Taicuz 606. **Holotipo** QCNE370. **Isotipo** QCNE371.

Siparuna multiflora S.S. Renner & Hausner, Novon 6(1): 108, f. 4, 9C, D. 1996. CARCHI: Cantón Tulcán.

Parroquia Tobar Donoso. Sector Sabalera. Reserva Indígena Awá, 19-jun-1992. G. Tipaz, J. Zuleta y N. Guanga 1337. **Holotipo**. QCNE372. Endémica.

Siparuna verticillata S.S. Renner & Hausner, Novon 6(1): 111-116, f. 6, 9A-B. 1996. NAPO: Estación Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al E de Misahuallí, 17-feb-1988. C. E. Cerón 3591, **Holotipo**. QCNE373.

SOLANACEAE

Sessea jorgensenii Benítez, Novon 11(3): 298-300, f. 1. 2001. LOJA: Cerro Sozoranga. Cariamanga-Utuana, Km 29.5. Forest and surrounding pastures and hedges, 29-abr-1994. P. M. Jørgensen, C. Ulloa, H. Vargas y G. Abendaño 627. **Isotipo**. QCNE738. Endémica.

Solanum abitagense S. Knapp, Brittonia 38(3): 290-292, f. 12, 15. 1986. TUNGURAHUA: Cashurcu, 13-14 km W of Mera on Baños-Mera road. Along stream, 22-ene-1984. S. Knapp y J. Mallet 6180. **Isotipo**. QCNE739.

Solanum coalitum S. Knapp, Novon 17: 212-216, f. 1-2. 2007. LOJA: Yangana-Valladolid, km 1.1 track to Sierra Toledo, km 18.5. Vegetation, shrub paramo on rocky slopes, 14-nov-1997. G. P. Lewis y B. B. Klitgaard 3719. **Isotipo**. QCNE740. Endémica.

Solanum crassinervium Tepe, J. Bot. Res. Inst. Texas 3(2): 514-516, f. 2a-g. 2009. CARCHI-ESMERALDAS: wet evergreen forest, near Lita, 19-may-1987. H. van der Werff, C. H. Dodson y W. A. Palacios 9496. **Holotipo**. QCNE741.

Solanum limoncochaense Tepe, J. Bot. Res. Inst. Texas 3(2): 516-518, f. 3a-f. 2009. SUCUMBOS: Limoncocha. Reserva Biológica Limoncocha. NW part of lagoon, 22-ene-2009. E. J. Tepe y S. Stern 2627. **Isotipo**. QCNE742.

Solanum manabiense S. Stern, J. Bot. Res. Inst. Texas 3(2): 504-506, f. 1a-e, 2a-d. 2009. MANABI: Pácoche Reserve, road from Manta to San Lorenzo. ca. 2 km S of El Aromo. Roadside, 8-feb-2009. S. Stern y E. J. Tepe 377. **Holotipo**. QCNE743.

Solanum monarchostemon S. Knapp, Bull. Nat. Hist. Mus. London, Bot. 30(1): 23, f. 9. 2000. PASTAZA: Puyo. Comunidad Santa Cecilia. Villano, 1-may-1992. W. A. Palacios 10117. **Holotipo**. QCNE744.

Solanum pacificum Tepe, J. Bot. Res. Inst. Texas 3(2): 512-514, f. 1a-g. 2009. LOS RÍOS: Centro Científico Río Palenque, along the road between Santo Domingo de los Colorados and Quevedo, at km 47, 1.7 km S of Patricia Pilar, 5-feb-2009. E. J. Tepe 2696. **Holotipo**. QCNE745.

Solanum smithii S. Knapp, Novon 2(4): 346-348, f. 5-6. 1992. LOJA: ca. 30 km. S. of Catamayo on road to Cariamanga, 6-feb-1984. S. Knapp y J. Mallet 6252. **Isotipo**. QCNE746.

Solanum youngii **S. Knapp**, Novon 6(1): 28-29, f. 1-2. 1996. ZAMORA CHINCHIPE: Parque Nacional Podocarpus. Road Loja- Zamora, just E of pass, 15-mar-1989. *J. E. Madsen* 85888. **Isotipo**. QCNE747.

Trianaea naeka **S. Knapp**, Novon 5(3): 281, f. 1. 1995. MORONA SANTIAGO: Bomboiza. Colinas, arriba de la Misión Salesiana - Shuar. Informante Shuar: Antonio Wampash, 6-nov-1986. *D. A. Neill* y *C. E. Cerón* 7449. **Isotipo**. QCNE748. Endémica.

STYRACACEAE

Styrax trichostemon **P.W. Fritsch**, Novon 14(1): 53-56, f. 4-5. 2004. LOJA: Carretera Loja - Zamora, cerca al cumbre, 23-dic-1991. *D. Rubio*, *C. Aulestia* y *K. Edwards* 2251. **Isotipo**. QCNE750. Endémica.

SYMPLOCACEAE

Symplocos apiciflora **B. Ståhl**, Fl. Ecuador 43: 39. 1991. LOJA: Parque Nacional Podocarpus. Above Nudo de Cajanuma, trail to Mirador. Scrub and ridge-top vegetation above tree limit, 23-feb-1989. *J. E. Madsen* 85856. **Isotipo**. QCNE751.

Symplocos blancae **B. Ståhl**, Candollea 50(2): 447. 1995. AZUAY: Area Nacional Recreacional. Cajas, Sector Laviuco, 8-ene-1991. *B. León*, *K. Young*, *P. M. Jørgensen* y *M. L. Gavilanes* 2506. **Isotipo**. QCNE752. Endémica.

Symplocos condorensis **B. Ståhl**, Novon 20(1): 86, 1 C-D. 2010. ZAMORA CHINCHIPE: Cantón El Pangí. Cresta de la Cordillera, en la frontera Ecuador-Perú, a 1 Km al sur del destacamento militar Cóndor Mirador, 16-dic-2000. *E. Freire* y *Grupo Post-grado* 4379. **Holotipo**. QCNE753.

Symplocos golondrinae **B. Ståhl**, Novon 20(1): 88, 2D-E. 2010. CARCHI: Espejo. El Gualtal. Cresta del cerro Golondrinas Hembra. Vegetación arbustiva en la cresta de la montaña, 21-ago-1994. *W. A. Palacios* 12513. **Holotipo**. QCNE754.

Symplocos guacamayensis **B. Ståhl**, Novon 20(1): 88-90, 3 C-D. 2010. NAPO: Quijos. Reserva Ecológica Antisana. Cordillera de los Guacamayos, sector oriental. Cruce del oleoducto de la compañía ARCO. Colecciones entre El Mirador y camino de La Virgen, 12-ene-1999. *H. Vargas* y *E. Narváez* 3578. **Holotipo**. QCNE755.

Symplocos neillii **B. Ståhl**, Novon 20(1): 86-88, 2 A-C. 2010. MORONA SANTIAGO: Cantón Limón Indanza. Reserva Ecológica Antisana. Cordillera de los Guacamayos, sector oriental. Cruce del oleoducto de la compañía ARCO. Colecciones entre El Mirador y camino de La Virgen, 16-dic-2002. *D. A. Neill* y *Shuar conservation interns* 14165. **Holotipo**. QCNE756.

Symplocos sulcinervia **B. Ståhl**, Fl. Ecuador 43: 42. 1991. LOJA: Parque Nacional Podocarpus. Above Nudo de Cajanuma, trail to Mirador. Scrub and ridge-top vegetation above tree limit, 23-feb-1989. *J. E. Madsen* 85854. **Isotipo**. QCNE757.

ULMACEAE

Ampelocera longissima **Todzia**, Ann. Missouri Bot. Gard. 76(4): 1096-1097, f. 5. 1989. NAPO: Estación Biológica Jatun Sacha. Río Napo, 8 km al E de Misahuallí, 28-dic-1987. *D. A. Neill*, *A. H. Gentry* y *M. Sue* 8135. **Isotipo**. QCNE761. Endémica.

URTICACEAE

Cecropia bullata **C.C. Berg & P. Franco**, Fl. Ecuador 48(27A): 14, t. 3. 1993. PICHINCHA: Río Guajalito, ca 2 km N of Palmeras, km 59 on road Quito-San Juan-Chiriboga-Empalme, 15-dic-1990. *C. C. Berg* y *J. Jaramillo* 1648. **Isotipo**. QCNE140.

Cecropia herthae **Diels**, Notizbl. Bot. Gart. Berlin-Dahlem 15: 367. 1941. [Holotipo destruido]. Neotipificado por: *C.C. Berg & F. Rosselli*, Fl. Neotrop. Monogr. 94: 90. 2005. NAPO: Cantón Tena. Jatun Sacha Biological Station. Río Napo, 8 km east of Misahuallí, 25-dic-1990. *D. A. Neill* y *C. C. Berg* 9743. **Neotipo**. QCNE141.

Coussapoa jatun-sachensis **C.C. Berg**, Fl. Ecuador 48: 66. 1993. NAPO: A 2 km de Jatun Sacha, en vía a Tena. Colecciones de árboles de potreros. 5 km de Misahuallí, en la margen derecha del Río Napo, 28-ago-1988. *W. A. Palacios* 2783. **Holotipo** QCNE146. **Isotipo** QCNE145. Endémica.

Coussapoa rotunda **Little**, Phytologia 18: 196, f. 1. 1969. ESMERALDAS: Río Hoja Blanca con Río Hualpi, 14-oct-1965. *E. L. Little* y *G. R. Dixon* 21056. **Isotipo**. QCNE147.

Pourouma napoensis **C.C. Berg**, Brittonia 42: 63. 1990. NAPO: Estación Biológica Jatun Sacha, 8 km. de Puerto Misahuallí, margen derecha del Río Napo, 14-ago-1987. *W. A. Palacios* 1874. **Holotipo**. QCNE148.

Pourouma petiolulata **C.C. Berg**, Fl. Ecuador 48: 100. 1993. NAPO: Reserva Biológica "Jatun Sacha". Río Napo, 8 km. río abajo de Misahuallí, margen derecha, 2-oct-1986. *W. A. Palacios* 1298. **Holotipo**. QCNE150. Endémica.

VERBENACEAE

Citharexylum grandiflorum **G.A. Aymard & Rueda**, Novon 7(2): 95, f. 1. 1997. NAPO: Jatun Sacha Biological Station. Río Napo, 8 km east of Misahuallí, 7-ene-1989. *D. A. Neill* 9144. **Isotipo**. QCNE765. Endémica.

VIOLACEAE

Gloeospermum crassicaupum **W. Palacios**, Caldasia 34: 77, f. 4, 5. 2012. SUCUMBÍOS: Estero Guepicillo, afluente del Río Guepi, 14-oct-2008. *W. A. Palacios*, *N. Dávila*, *R. Foster*, *B. Alverson* y *C. Vriesendorp* 16110. **Holotipo**. QCNE209623. (Fig. 8)

Agradecimientos

A la Fundación Andrew W. Mellon de los Estados Unidos por el financiamiento del Proyecto Tipos. A todos los colaboradores de GPI especialmente a Doreen Tinajero, Rafael Barrón, María Staff, Deirdre Ryan, John Mikulka, Benjamin Young, Nelly Flores y Gloria Geované. A Francisco Mosquera y Carolina Reyes por el diseño del mapa político de Ecuador. A Patricio Mena-Valenzuela, Walter Palacios y Carlos Cerón por los valiosos comentarios a versiones anteriores a este documento. A Carmen Ulloa Ulloa (Investigadora Prometeo-MECN) por su revisión crítica y a todas aquellas personas que de una u otra forma apoyaron al desarrollo del Proyecto Tipos en el Herbario QCNE, especialmente a Miguel Ángel Chinchero, Andrea Bustos y pasantes del herbario.

Referencias Bibliográficas

- [1] McNeill, J.; Barrie, F.; Buck, W.; Demoulin, V.; Greuter, W.; Hawksworth, D.; Herendeen, P.; Knapp, S.; Marhold, K.; Prado, J.; Prud'Homme van Reine, W.; Smith, G.; Wiersema, J. 2012. "Código Internacional de Nomenclatura para algas, hongos y plantas (Código de Melbourne). Adoptado por el decimotercero Congreso Internacional de Botánica Melbourne, Australia, julio de 2011". *Real Jardín Botánico, CSIC: Madrid*.
- [2] Ithaka. 2000-2015. "JSTOR: Global Plant". *JSTOR: EE.UU. Fecha de Consulta: 14 febrero 2015*. <http://plants.jstor.org/>.
- [3] López, A.; Rodríguez, E.; Medina, V. 2003. "Catálogo de los Tipos e Isotipos del Herbarium Truxillense (HUT)". *Arnaldoa*, 10(2): 39-91.
- [4] Rodríguez, E.; Arroyo, S.; López, A. 2009. "Adiciones al Catálogo de los Tipos e Isotipos del Herbarium Truxillense (HUT)". *Arnaldoa*, 16(1): 41-52.
- [5] Montalvo, C.; Sarabia, W. 2001. "Tipos e Isotipos del Herbario Quito (Q), Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Central del Ecuador". *Cinchonia*, 2(1): 83-97.
- [6] Ocampo, G.; Medellín, A. L. 2004. "Catálogo de ejemplares tipo del herbario IEB (México)". *Acta Botánica Mexicana*, 67: 1-41.
- [7] Hernández, R.; Lira, R. 1991. "Catálogo de ejemplares tipo del Herbario Nacional de México (MEXU), I. Criptógamas y Gramíneas". *Anales del Instituto de Biología. Serie Botánica*, 61(1): 45-63.
- [8] Carrasco, M.; Martín-Blanco, C. 2002. "Actualización de la colección de tipos del Herbario MACB, II". *Botanica Complutensis*, 26: 59-62.
- [9] Neill, D.; Ulloa Ulloa, C. 2011. "Adiciones a la Flora del Ecuador: Segundo Suplemento, 2005-2010". *Fundación Jatun Sacha: Quito*.
- [10] León-Yáñez, S.; Gradstein, S.; Wegner, C. 2006. "Hepáticas (Marchantiophyta) y Antoceros (Anthocerotophyta) del Ecuador, catálogo". *Publicaciones del Herbario QCA, Pontificia Universidad Católica del Ecuador: Quito*.
- [11] León-Yáñez, S.; Gradstein, S.; Castillo, J.; Moscoso-Estrella, A.; Navarrete, H. 2013. "Guía de briofitas comunes de los Andes de Quito". *Publicaciones del Herbario QCA, Pontificia Universidad Católica del Ecuador: Quito*.
- [12] León-Yáñez, S.; Valencia, R.; Pitman, N.; Endara, L.; Ulloa, C.; Navarrete, H. 2011. "Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Ecuador". *Publicaciones del Herbario QCA, Pontificia Universidad Católica del Ecuador: Quito*.
- [13] Thiers, B. 2015. "Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff". *New York Botanical Garden: New York, USA. Fecha de Consulta: 14 febrero 2015*. <http://sweetgum.nybg.org/ih/>.
- [14] MECN. 1992. "Serie: Revista Informativa 2(9)". *Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales: Quito*.
- [15] JSTOR. 2000-2015. "JSTOR Plants Handbook". *JSTOR: EE.UU. Fecha de Consulta: 14 febrero 2015*. Enlace: http://about.jstor.org/sites/default/files/misc/plants_hndbk_eng_2011.pdf.
- [16] BHL. 2015. "Biodiversity Heritage Library". *Biodiversity Heritage Library: EE.UU. Fecha de Consulta: 14 febrero 2015*. Enlace: <http://www.biodiversitylibrary.org/>.
- [17] Botanicus Digital Library. 2015. "Botanicus". *Botanicus Digital Library: EE.UU. Fecha de Consulta: 14 febrero 2015*. Enlace: <http://www.botanicus.org/>
- [18] BioOne. 2014. "BioOne Research Evolved". *BioOne: Washington, D.C., EE.UU. Fecha de Consulta: 14 febrero 2015*. Enlace: <http://www.bioone.org/http://www.bioone.org>.
- [19] Jørgensen, P.; León Yáñez, S. 1999. "Catalogue of the Vascular Plants of Ecuador". *Missouri Botanical Garden Press: Missouri, EE.UU.*
- [20] Ulloa, C.; Neill, D. 2005. "Cinco años de adiciones a la Flora del Ecuador 1999-2004". *Missouri Botanical Garden, Funbotanica, Universidad Técnica Particula de Loja: Loja*.
- [21] The Angiosperm Phylogeny Group. 2009. "An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG III". *Botanical Journal of the Linnean Society*, 161: 105-121. DOI: <http://doi.org/10.1111/j.1095-8339.2009.00996.x>.
- [22] Churchill, S.; Griffin, D.; Muñoz, J. 2000. "A checklist of the mosses of the tropical Andean countries". *Ruizia*, 17: 1-203.

- [23] IPNI. 2015. "International Plant Names Index". *Fecha de Consulta: 14 febrero 2015*. Enlace: <http://www.ipni.org/>.
- [24] Missouri Botanical Garden. 2015. "Tropicos". *Missouri Botanical Garden: Missouri, EE.UU. Fecha de Consulta: 14 febrero 2015*. Enlace: <http://www.tropicos.org/>.
- [25] Harvard University. 2015. "Index of Botanical Databases". *Harvard University: Cambridge, EE.UU. Fecha de Consulta: 14 febrero 2015*. Enlace: <http://kiki.huh.harvard.edu/databases/>.
- [26] MAE. 2013. "Sistema de Clasificación de los Ecosistemas del Ecuador Continental". *Ministerio de Ambiente del Ecuador: Quito, Ecuador*.

Patrones de abundancia y riqueza de componentes de la costra biológica del suelo en un matorral seco del sur de Ecuador

Andrea P. Castillo-Monroy^{1*}, Ángel Benítez²

¹ Universidad Técnica Particular de Loja, Departamento de Ciencias Naturales, San Cayetano Alto, Loja, Ecuador

² Universidad Técnica Particular de Loja, Museo de Colecciones Biológicas (MUTPL), Loja, Ecuador

*Autor para correspondencia, correo electrónico: apcastillo4@utpl.edu.ec

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, PhD.(c)

Recibido/Received: 2015/01/27. Aceptado/Accepted: 2015/05/11

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01

Abundance patterns and components richness of biological soil crust in a dry shrubland in southern Ecuador

Abstract

Biological soil crusts (BSCs) result from an intimate association between soil particles and cyanobacteria, algae, microfungi, lichens, and bryophytes. Important advances in the understanding of BSC and their key role in ecosystem processes in dry lands are widely known. However, little is known about the small-scale patterns of abundance and distribution of BSC-forming lichens, mosses and cyanobacteria in South America, particularly in Ecuador. In order to fill this important information gap, we set to identify patterns of abundance and richness of mosses and lichens forming BSC along the elevation gradient of dry southern Ecuador. To reach our objective, we identify three levels at 1400, 1500 and 1600 m elevation. At each level, we selected 180 subplots (60 per elevation level). Each subplot (25 x 25 cm quadrat) was divided into 5 x 5 cm, spread over a homogeneous area of 1.5 ha. The richness and cover of species forming BSC (lichens, mosses and cyanobacteria) were estimated. We conducted a variance analysis to evaluate the effect of elevation on the richness and diversity of species. We found 24 species in the three elevation levels, sixteen lichens (two are first reports for Ecuador), five mosses, two cyanobacteria, and one pteridophyta. Our results clearly show that the species richness of BSC respond to elevation. Our research becomes the first report of BSC in Ecuador and adds new information on the abundance and species richness of BSC.

Keywords. Cyanobacteria, diversity, ecology, elevation gradient, lichens, mosses, species richness.

Resumen

Importantes avances en el conocimiento del rol ecológico de la costra biológica del suelo (i.e. CBS; comunidad biótica formada por la íntima asociación entre partículas de suelo, cianobacterias, algas, hongos, líquenes, hepáticas y musgos) y su papel fundamental en los procesos de ecosistemas secos del mundo, son ampliamente conocidos. Sin embargo, poco se sabe acerca de los patrones de abundancia y distribución de los líquenes y musgos que forman la CBS en Sur América, particularmente en Ecuador. Con el fin de llenar este importante vacío de información, nos planteamos describir la diversidad de líquenes, musgos y cianobacterias que conforman la CBS a lo largo de un gradiente altitudinal en un matorral seco del sur de Ecuador. Para alcanzar nuestro objetivo seleccionamos tres niveles de elevación a lo largo de un gradiente altitudinal (i.e. 1400, 1500 and 1600 m). Muestreamos un total de 180 sub-parcelas (25 x 25 cm). Cada sub-parcela fue dividida en 25 cuadrantes (5 x 5 cm), donde se registró la presencia y cobertura de todas las especies (líquenes, musgos, cianobacterias). Realizamos un análisis de varianza para evaluar el efecto de la elevación sobre la riqueza y abundancia de especies. Encontramos 24 especies en lo largo del gradiente; 16 líquenes (de las cuales dos son primer reporte para Ecuador), 5 musgos, 2 cianobacterias y 1 planta vascular. Nuestros resultados indican que el número total de especies aumenta con el incremento de la elevación. Nosotros reportamos por primera vez la presencia de la CBS en Ecuador y aportamos nueva información sobre el conocimiento de la diversidad y riqueza de especies de la CBS.

Palabras clave. Cianobacterias, diversidad, ecología, gradiente altitudinal, líquenes, musgos, riqueza de especies.

Introducción

La costra biológica del suelo (CBS) es una comunidad conformada por briofitos (musgos y hepáticas), líquenes, bacterias, cianobacterias, hongos microscópicos y algas verdes [1-2], en una íntima asociación con las partículas de suelo en los primeros milímetros de la superficie. La CBS cumple varias funciones ecológicas, principalmente en ecosistemas secos, favoreciendo la fijación de nitrógeno y carbono [3-4], ayudando contra la acción erosiva de la lluvia y el viento [5], y modulando la mineralización de nutrientes, el carbono liberado por la respiración del suelo, el balance de la escorrentía, y la infiltración del agua [6-9]. La CBS también influye en la distribución y abundancia de plantas, animales y microorganismos del suelo [10-12]. El papel funcional y la distribución de la CBS ha sido bien documentada en la última década. Sin embargo, la mayoría de las investigaciones se centran en las regiones áridas y semiáridas de las zonas subtropicales (EE.UU. [1], España [13], Australia [8]), con algunas investigaciones desarrolladas en regiones templadas [14] y muy pocas documentadas en regiones tropicales [15-16]. Las zonas secas de América del Sur presentan condiciones climáticas y edáficas óptimas para el desarrollo de la CBS [1,17], de ahí que puede ser un componente biótico de primera magnitud

en los suelos de dichos ecosistemas [17]. Las investigaciones sobre la CBS en el trópico americano son escasas, no obstante existe registro de la presencia de la CBS en Venezuela [18] y Colombia (A. P. Castillo-Monroy, obs. pers.). Los cambios altitudinales en la diversidad de algunos componentes de la CBS han sido estudiados de manera independiente (ej. musgos, [22]; líquenes, [23] y cianobacterias, [24]), pero no se conoce trabajos que los hayan estudiado en conjunto como una comunidad. De ahí que nos planteáramos describir la diversidad de líquenes, briofitos y cianobacterias a lo largo de un gradiente altitudinal de un matorral seco. Nuestros resultados establecerán la línea base sobre la biodiversidad macroscópica que conforma la CBS, lo cual permitirá una mejor comprensión, en subsiguientes investigaciones, de su ecología en Ecuador.

Materiales y métodos

Área de estudio

El estudio se llevó a cabo en un matorral seco localizado en la finca Alamana, cantón Catamayo, provincia de Loja, sureste de Ecuador (674634 E, 9557997 N; Fig. 1). El clima es seco tropical con una pronunciada estación seca que va de mayo a diciembre; temperatura, evapotranspiración y precipitación media anual es de

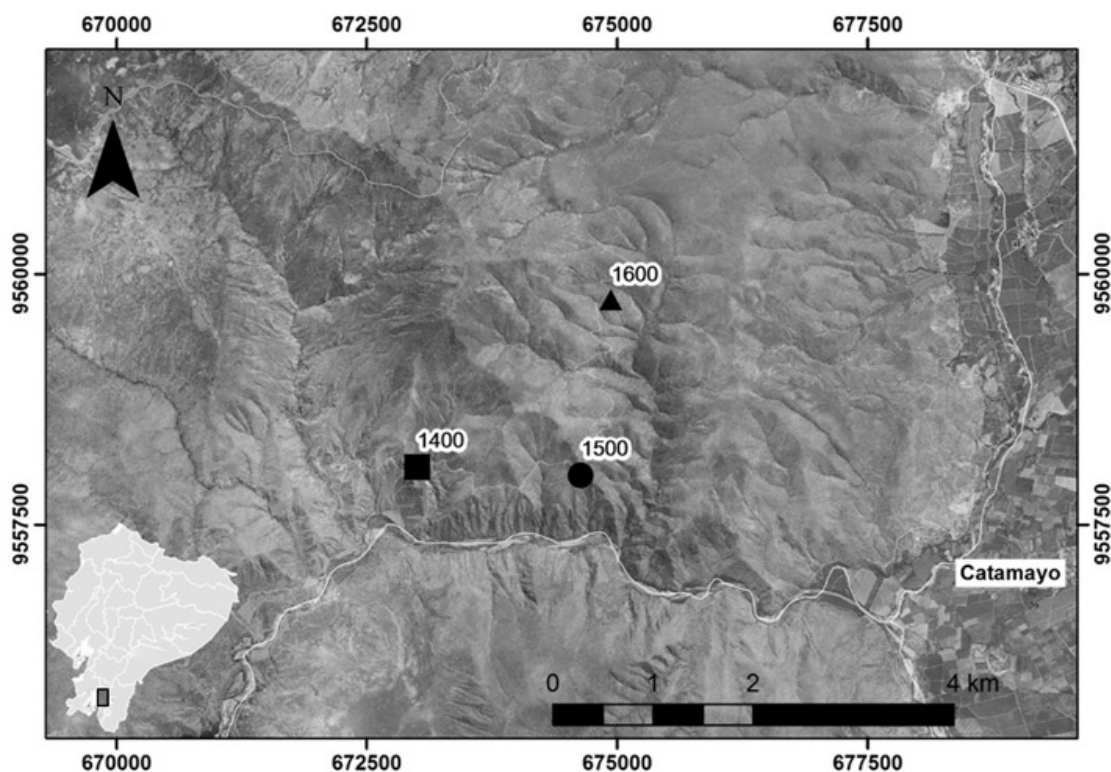


Figura 1. Área de estudio finca Alamala, Cantón Catamayo, Provincia de Loja, sureste de Ecuador. Los símbolos (cuadrado, círculo, triángulo) indican las parcelas en los tres niveles de elevación.

27,5 ° C, 1112 mm y 382 mm, respectivamente [26]. La vegetación está dominada por un complejo de arbustos de hoja perene (*Croton* spp. aff. *thurifer* Kunth y *Croton* sp. aff. *ferrugineus* Kunth) de hasta 2 m de altura, cubriendo el 40% de la cobertura total y formando parches intercalados sobre toda el área. Otras especies comunes son: *Euphorbia weberbaueri* Mansf., Repert. Spec [27] y *Acacia macracantha* Humb. & Bonpl. ex Willd., [28]. La CBS y una planta pteridofita perenne, *Selaginella sellowii* Hieron, de hábito rastrero, están presente en las áreas desprovistas de vegetación arbustiva (Fig. 2) y representan 15–18% de la cobertura total.

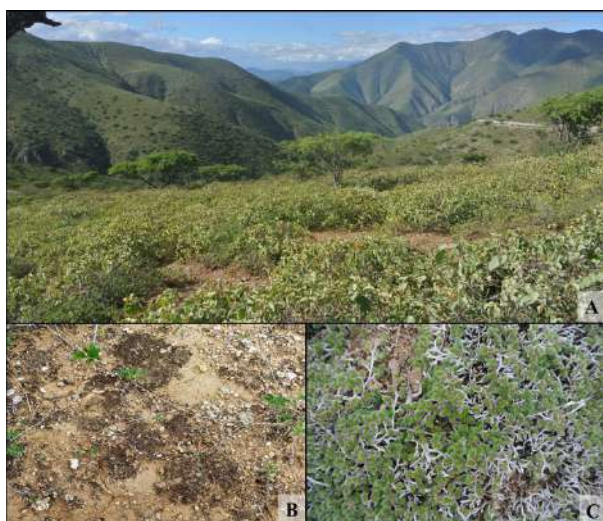


Figura 2. Vista panorámica de matorral seco de la finca Alamana, Cantón Catamayo (A). Las áreas entre parches de vegetación corresponden a la costra biológica del suelo dominada principalmente por líquenes (B) y *Selaginella sellowii* (C)

Diseño y recolección de datos

Se seleccionó tres niveles de elevación (nivel 1: 1600 m; nivel 2: 1500 m, y nivel 3: 1400 m). En cada nivel se estableció tres parcelas de 10 x 10 m con similares características de vegetación perenne (plantas espermatofitas arriba mencionadas), orientación (OE) y pendiente (>5%). En cada parcela se estableció 20 sub-parcelas de 25 x 25 cm. Cada sub-parcela fue dividida en cuadrantes de 5 x 5 cm. Las sub-parcelas fueron distribuidas no aleatoriamente en las parcelas con el fin de garantizar la presencia de CBS. La distancia mínima de separación entre sub-parcelas fue de 1,5 m para reducir el riesgo de dependencia entre las sub-parcelas [29, 30]. En total se colocó 180 sub-parcelas donde se estimó la riqueza, frecuencia, cobertura y diversidad de cada uno de los organismos que la conforman (briofitos, líquenes y cianobacterias). La cobertura total se estimó como el promedio de

cada especie presente en la sub-parcela, la riqueza como el número de especies presentes en cada cuadrante de las sub-parcelas y la diversidad de especies fue estimada usando el Índice de Shannon-Wiener (H'). La cobertura se utilizó como un sustituto de la abundancia debido a las dificultades inherentes a la definición de especie y porque es un buen estimador de la biomasa de los organismos que conforman la CBS [31]. Todas las especies de líquenes, briofitos y cianobacterias que aparecieron en las sub-parcelas fueron colectadas, procesadas e identificadas en Herbario de Colecciones Biológicas de la Universidad Técnica Particular de Loja (HUTPL). Para la colección e identificación de briofitos se utilizó los protocolos o estándares internacionales señalados en la Guía de Briofitos de América Tropical [32]. La nomenclatura para briofitos sigue a León-Yáñez et al. [33] en el caso de las especies de hepáticas y Churchill et al. [34] para los musgos. Para líquenes y cianobacterias se utilizó los protocolos señalados por Nash et al. [35]. Se examinó caracteres macroscópicos, tales como el color y estructura del talo, así como estructuras reproductoras como apotecios y peritecios bajo un estereoscopio de hasta 50× magnificación. Para los caracteres anatómicos como estructura del talo, tipo de esporas y otras estructuras se hizo cortes con hoja de afeitar y se examinó bajo un microscopio con aumentos de 10×, 40× y 100×. Además se utilizó sustancias químicas como K (solución de hidróxido de potasio al 10%) y C (lejía comercial) bajo el estereoscopio para observar las reacciones de color de talo y estructuras reproductoras (ascomas). La nomenclatura para las especies sigue al MycoBank (<http://www.mycobank.org/>).

Análisis de datos

La riqueza total en cada nivel de elevación se comparó mediante el estimador de riqueza no paramétrico *Chao2*, con el programa EstimateS 9.1.0 [36]. Para analizar los cambios en la riqueza y diversidad (H') de especies en cada nivel de elevación se utilizó un análisis de varianza de una vía (ANOVA). Previo a la ANOVA, se confirmó la asunción de homogeneidad y normalidad de las varianzas. Los datos se log-transformaron cuando fue necesario. Todos los análisis fueron realizados con el programa estadístico SPSS 16.0 (SPSS Inc., Chicago, IL, USA).

Resultados

Se identificó un total de 24 especies, incluyendo 16 líquenes, 5 musgos y 2 cianobacterias, distribuidos en 17 géneros y 13 familias (Tabla 1). Dos especies de líquenes, *Peltula patellata* (especimen HUTPLAB-648) y

Placidium pilosellum (HUTPLAB-649), se reportan por primera vez para Ecuador (Fig. 3). Un total de 20 especies fueron identificadas a 1600 m, y 18 y 15 especies a 1500 y 1400, respectivamente. Un patrón similar fue observado por el estimador de riqueza *Chao2* confirmando un alto número de especies a 1600 m al compararlo con los demás niveles (Tabla 2). *Selaginella sellowii* fue más abundante que todas las especies de musgo, pero menos abundante que las dos cianobacterias y que la sumatoria de las abundancias de todas las especies de líquenes en los tres niveles de elevación. Las forma de crecimiento predominante de los líquenes fue escumuloso, seguido de folioso / gelatinoso y finalmente el crustáceo. Las familias Verrucariaceae y Pottiaceae presentaron el mayor

número de especies (4 especies), seguida de Collemaniaceae y Peltulaceae con 3 especies cada una, las demás familias presentan un menor número de especies. Los géneros más representativos fueron *Collema*, *Peltula* y *Placidium* (2–3 especies). Encontramos diferencias significativas cuando analizamos la riqueza y diversidad (H') de especies de la CBS ($F_{2,177} = 9486,05$, $P < 0,001$, $F_{2,177} = 5225,75$, $P < 0,001$; respectivamente). La riqueza aumentó a media que incrementó la elevación, con diferencias significativas entre los tres niveles de elevación. La diversidad (H') fue significativamente diferente a 1600 m con respecto de los otros dos niveles de elevación (Fig. 4).

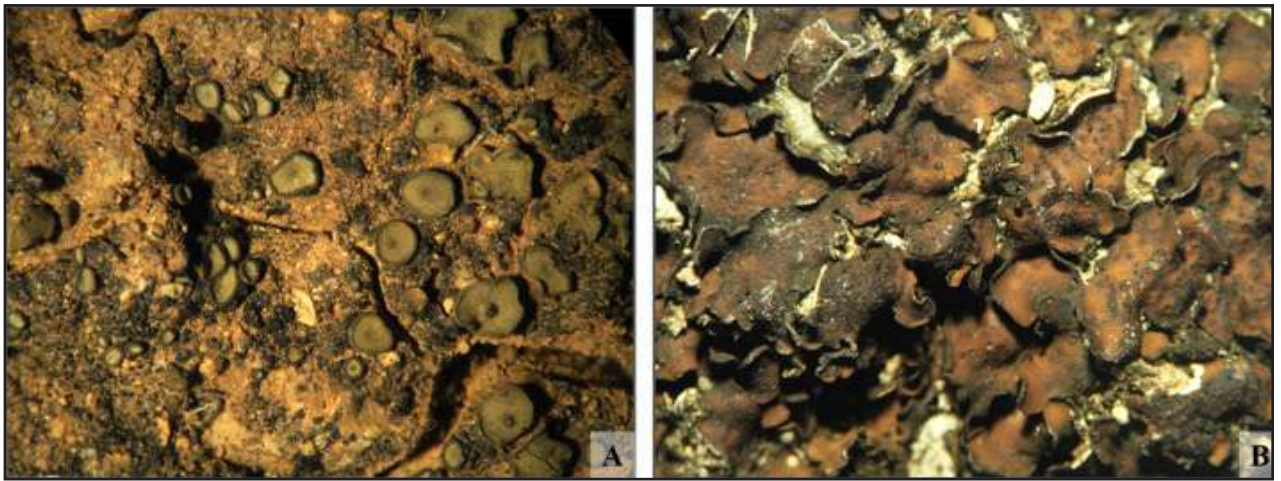


Figura 3. Dos nuevos líquenes registrados para Ecuador; *Peltula patellata* (A), *Placidium pilosellum* (B)

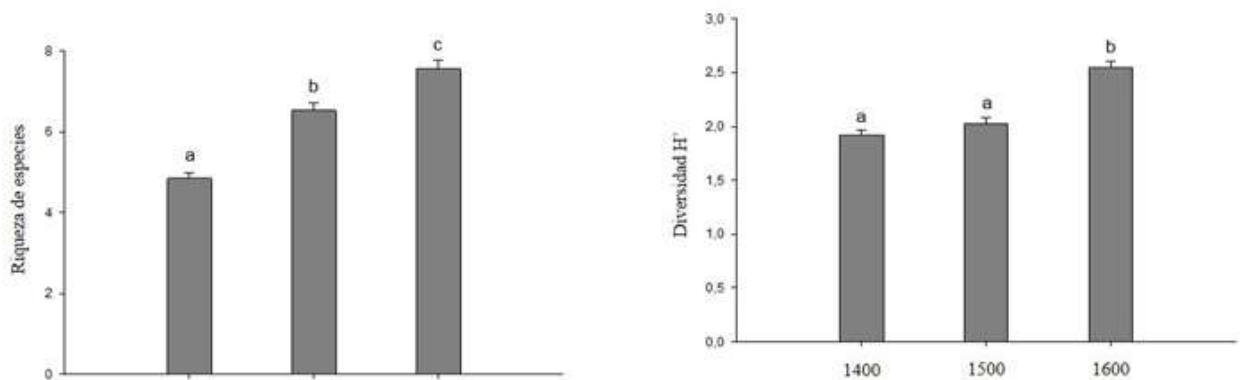


Figura 4. Riqueza y diversidad (H') de especies de la CBS en cada nivel de elevación. Los datos representan medias \pm SD ($n = 60$).

Tabla 1. Frecuencia (número de veces que ha aparecido una especie en proporción a todos los cuadrantes de la sub-parcela) de las especies que conforman la costra biológica del suelo en los diferentes niveles de elevación.

Familias	Especies	Frecuencia (%)		
		1400 m	1500 m	1600 m
Briofitos				
Pottiaceae	<i>Aloina rigida</i> (Hedw.) Limpr.	0	2	0
Bryaceae	<i>Bryum argenteum</i> Hedw	20	60	90
Pottiaceae	<i>Didymodon rigidulus</i> Hedw.	0	3	2
Pottiaceae	<i>Tortula fragilis</i> Taylor	0	8	15
Pottiaceae	<i>Weissia controversa</i> Hedw.	0	72	43
Cianobacterias				
Nostocaceae	<i>Nostoc commune</i> Vaucher ex Bornet & Flahault	67	50	83
Scytonemataceae	<i>Scytonema</i> sp.	88	75	90
Líquenes				
Physciaceae	<i>Buellia</i> sp. aff. <i>punctata</i> (Hoffm.) Mass	13	0	0
Collemaataceae	<i>Collema</i> sp. 1	20	0	13
Collemaataceae	<i>Collema</i> sp. 2	0	0	3
Collemaataceae	<i>Collema tenax</i> (Sw.) Ach.	12	78	47
Verrucariaceae	<i>Endocarpon pusillum</i> Hedwig	38	78	63
Verrucariaceae	<i>Endocarpon</i> sp.	17	0	0
Heppiaceae	<i>Heppia despreauxii</i> (Mont.) Tuck.	29	70	75
Lecanoraceae	<i>Lecidella</i> sp.	0	0	5
Peltulaceae	<i>Peltula obscurans</i> (Nyl.) Gyeln.	75	55	57
Peltulaceae	<i>Peltula patellata</i> (Bagl.) Swinscow & Krog	0	3	0
Peltulaceae	<i>Peltula</i> sp. 1	5	2	0
Peltulaceae	<i>Peltula</i> sp. 2	0	0	5
Verrucariaceae	<i>Placidium pilosellum</i> (Breuss) Breuss	5	70	67
Verrucariaceae	<i>Placidium</i> sp. aff. <i>squamulosum</i> (Ach.) BreuÂ	0	13	73
Psoraceae	<i>Psora</i> sp. aff. <i>nipponica</i> (Zahlbr.) Gotth. Schneider	0	17	0
Catillariaceae	<i>Toninia</i> sp.	5	0	0
Pteridofitas				
Lycopodiaceae	<i>Selaginella sellowii</i> Hieron	90	15	5

Tabla 2. Estimador de riqueza de especies (Chao2) que conforman la costra biológica del suelo en los diferentes niveles de elevación.

Nivel de elevación	Número de especies observadas	Número de especies estimadas <i>Chao 2</i>
Nivel 3 (1600 m)	20	22 ± 0,13
Nivel 2 (1500 m)	18	20 ± 1,87
Nivel 1 (1400 m)	15	17 ± 0,02

Discusión

Nuestro estudio reporta organismos que conforman la CBS por primera vez en Ecuador. Dos nuevas especies de líquenes para Ecuador forman parte de la alta riqueza de especies registrada en nuestra área de estudio (Fig. 3). En total fueron 24 especies, riqueza superada solamente en CBS de España con 41 especies [38] y de México con 34 especies [15]. Sin embargo este último solo reporta ocho especies de líquenes, un número inferior al encontrado en nuestro estudio. Baja diversidad y un menor número de especies ha sido reportado en numerosos estudios; por ejemplo, en Estados Unidos se encontró 13 especies de líquenes, 4 de musgos y una de cianobacterias [39]. En un ecosistema semiárido de España (Aranjuez) 15 especies de líquenes y 5 de musgos fueron reportadas [6], y en el desierto de Monte en Argentina se encontraron 15 especies de líquenes, 5 cianobacterias y un musgo [40]. Cabe resaltar que los estudios antes mencionados han sido desarrollados en zonas templadas que corresponden a zonas más frías que los climas tropicales donde fue desarrollado el presente estudio. Así, nosotros concluimos que las condiciones climáticas propias de los trópicos estaría beneficiando la diversidad de especies de la CBS (hipótesis 1). Esta afirmación será evaluada en futuras investigaciones ya que con el presente diseño experimental y variables estudiadas no es posible llegar a validar dicha hipótesis. Por tanto, hay que tomar este trabajo de manera exploratoria y con cautela para evitar generalizaciones erróneas.

Selaginella sellowii fue la especie más abundante a 1400 m, mientras que los musgos lo fueron a 1600 m. *Selaginella sellowii*, con apariencia y crecimiento de musgo, es una planta vascular tolerante a la desecación debido a la presencia de un azúcar (Trehalosa) que es el responsable de la resistencia a la sequía [41]. Al igual que los musgos, *S. sellowii* comparte una naturaleza poiquilohídrica, donde en ausencia de agua las actividades fotosintéticas cesan y las plantas pasan a un estado de dormancia [42]. Por lo tanto, aunque *S. sellowii* y los musgos difieren en su historia evolutiva, nosotros planteamos que ambos grupos de plantas podrían realizar funciones similares, con *S. sellowii* pudiendo desarrollar los roles ecológicos (captura y almacenamiento de agua en tiempo de máxima sequía, protección del suelos) que desarrollan los musgos (hipótesis 2). Nuestra afirmación se basa en la observación de que *S. sellowii* es más abundante cuando los musgos tienen una menor abundancia, a lo largo del gradiente altitudinal.

En varios trabajos se ha reportado a las cianobacterias como un componente dominante de la CBS. Por ejemplo, Budel et al. [16] reportaron 49 especies en el Karoo suculento y 24 especies en el desierto de Namibia. Ullmann & Budel [43] reportaron 18 especies en el suroeste de Australia y 13 especies de la fueron reportados por García-Pichel et al. [44] en la meseta de Colorado en América del Norte. El patrón observado en nuestra área de estudio fue diferente al reportado en los trabajos antes mencionados. Nosotros registramos únicamente dos especies, no obstante, son el elemento más común y abundante de la CBS en los tres niveles de elevación. Estas diferencias en la diversidad de las cianobacterias pueden ser debidas a un problema metodológico pues nosotros utilizamos una aproximación morfológica y anatómica para la determinación de especie, la cual presenta una resolución menor en comparación con métodos moleculares utilizados en los estudios antes mencionados.

Los resultados del análisis de varianza muestran claramente que la riqueza de especies responde a un gradiente altitudinal (Fig. 4). Este patrón fue reforzado con los resultados *Chao2*, los cuales también señalaron una mayor riqueza a elevaciones altas (1600). Nuestros resultados aportan información valiosa sobre la compleja teoría de estructura de comunidades y elevación, donde dependiendo de la latitud, clima, topografía, vegetación, etc., la distribución de las especies a lo largo de un gradiente altitudinal puede incrementar, disminuir, tener forma de campana o no tener tendencia alguna. Varios trabajos han documentado que la riqueza de líquenes y briófitos (especies criptógamas) incrementa a lo largo de un gradiente altitudinal [45, 46], similar a nuestros resultados. Sin embargo, algunos trabajos también registran otros patrones diferentes al aquí reportado, por ejemplo Sun et al. [22] no encontraron una tendencia clara entre la elevación y la riqueza de especies de briófitos terrestres a lo largo de un gradiente altitudinal en zonas subtropicales alpinas del suroeste de China. Baniya et al. [23] documentaron una patrón en forma de campana de la riqueza de líquenes entre los 200–7400 m en diferentes formaciones vegetales, y Choudhary & Singh [24] encontraron que la diversidad de especies de cianobacterias se correlacionó negativamente con la altitud en la región oriental de la India (Himalaya). Así, aunque nuestros resultados parecen ir en la línea de las especies criptógamas, no podemos aseverar que son resultados concluyentes y no se pueden hacer generalizaciones a nivel de ecosistema seco en Ecuador.

Nuestros resultados abren nuevas líneas de investigación (hipótesis 1 y 2) las cuales serán evaluadas en fu-

turas investigaciones. Actualmente estamos adelantado un trabajo donde se incluyen variables climáticas y de suelos para ver cuáles son los factores que están influenciando la estructura y distribución las especies que conforman la CBS en el gradiente altitudinal seleccionado. Los resultados aquí documentados, aportan información adicional sobre el conocimiento de los patrones de diversidad y riqueza de especies que conforman la CBS en Ecuador. De esta forma, esperamos que nuestros resultados motiven a la comunidad científica, nacional e internacional a estudiar la CBS en Ecuador.

Agradecimientos

Los autores agradecen a J. Gusmán, M. Orellana, V. Rojas, F. Reyes-Bueno, D. Donoso y A. Cueva por su colaboración en alguna de las fases del proyecto. Esta investigación ha sido financiada por los proyectos PROY_CCNN_0021 y PROY_CCNN_852 con fondos de la Universidad Técnica Particular de Loja (UTPL).

Referencias Bibliográficas

- [1] Belnap, J.; Lange, O., 2003. *Biological Soil Crusts: Structure Function and Management*. Springer-Verlag: Berlin.
- [2] Soule, T.; Anderson, I.J.; Johnson, S.L.; Bates, S.T.; Garcia-Pichel, F. 2009. "Archaeal populations in biological soil crusts from arid lands in North America". *Biología del Suelo y Bioquímica*, 41(10):2069–2074. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.soilbio.2009.07.023>.
- [3] Lange, O.L.; Kidron, G.; Büdel B.; Meyer, A.; Kilian, E.; Abeliovich, A.; 1992. "Taxonomic composition and photosynthetic characteristics of the "biological soil crusts covering sand dunes in the western Negev Desert". *Functional Ecology*, 6:519-527.
- [4] Belnap, J. 2002. "Nitrogen fixation in biological soil crusts from southeast Utah, USA". *Biology and Fertility of Soils*, 35(2):128–135. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s00374-002-0452-x>.
- [5] Chaudhary, V.B.; Bowker, M.; O'Dell, T.E.; Grace, J.B.; Redman, A.E.; Rillig, M.C.; Johnson, N.C. 2009. "Untangling the biological contributions to soil stability in semiarid shrublands". *Ecological Applications*, 19(1):110–22. DOI: <http://dx.doi.org/10.1890/07-2076.1>.
- [6] Castillo-Monroy, A.P.; Maestre, F.T.; Delgado-Baquerizo, M.; Gallardo, A. 2010. "Biological soil crusts modulate nitrogen availability in semiarid ecosystems : insights from a Mediterranean grassland". *Plant and Soil*, 333(1-2):21-34. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s11104-009-0276-7>.
- [7] Castillo-Monroy, A.P.; Maestre, F.T.; Rey, A.; Soliveres, S.; García-Palacios, P. 2011. "Biological Soil Crust Microsites Are the Main Contributor to Soil Respiration in a Semiarid Ecosystem". *Ecosystems*, 14(5):835–847. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s10021-011-9449-3>.
- [8] Eldridge, D.; Bowker, M.; Maestre, F.; Alonso, P.; Mau, R.; Papadopoulos, J.; Escudero, A. 2010. "Interactive Effects of Three Ecosystem Engineers on Infiltration in a Semi-Arid Mediterranean Grassland". *Ecosystems*, 13(4):499–510. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s10021-010-9335-4>.
- [9] Delgado-Baquerizo, M.; Covelo, F.; Maestre, F.T.; Gallardo, A. 2013. "Biological soil crusts affect small-scale spatial patterns of inorganic N in a semiarid Mediterranean grassland". *Journal of Arid Environments*, 91:147–150. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jaridenv.2013.01.005>.
- [10] Prasse, R.; Bornkamm, R. 2000. "Effect of microbiotic soil surface crusts on emergence of vascular plants". *Plant Ecology*, 150:65–75. DOI: <http://dx.doi.org/10.1023/A:1026593429455>.
- [11] DeFalco, L.A.; Detling, J.K.; Tracy, C.R.; Warren, S.D. 2001. "Physiological variation among native and exotic winter annual plants associated with microbiotic crusts in the Mojave Desert". *Plant and Soil*, 234(1):1–14. DOI: <http://dx.doi.org/10.1023/A:1010323001006>.
- [12] Shepherd, U.; Brantley, S.; Tarleton, C. 2002. "Species richness and abundance patterns of microarthropods on cryptobiotic crusts in a piñon-juniper habitat: a call for greater knowledge". *Journal of Arid Environments*, 52:349–360. DOI: <http://dx.doi.org/10.1006/jare.2002.1003>.

- [13] Maestre, F.; Bowker, M.; Cantón, Y.; Castillo-Monroy, A.P.; Cortina, J.; Escobar, C.; Escudero, A.; Lázaro, R.; Martínez, I. 2011. "Ecology and functional roles of biological soil crusts in semi-arid ecosystems of Spain". *Journal of Arid Environments*, 75(12):1282–1291. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jaridenv.2010.12.008>.
- [14] Pointing, S.B.; Belnap, J. 2012. "Microbial colonization and controls in dryland systems". *Nature Reviews Microbiology*, 10(8):551–562. DOI: <http://dx.doi.org/10.1038/nrmicro283>.
- [15] Rivera-Aguilar, V.; Montejano, G.; Rodríguez-Zaragoza, S.; Durán-Díaz, A. 2006. "Distribution and composition of cyanobacteria, mosses and lichens of the biological soil crust of the Tehuacan Valley, Puebla, México". *Journal of Arid Environments*, 67:208–225. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jaridenv.2006.02.013>.
- [16] Büdel, B.; Darienko, T.; Deutschewitz, K.; Dojani, S.; Friedl, T.; Mohr, K.I.; Salisch, M.; Reisser, W.; Weber, B. 2009. "Southern African biological soil crusts are ubiquitous and highly diverse in drylands, being restricted by rainfall frequency". *Microbial Ecology*, 57(2):229–247. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s00248-008-9449-9>.
- [17] Castillo-Monroy, A.P.; Maestre, F.T. 2011. "La costra biológica del suelo: Avances recientes en el conocimiento de su estructura y función ecológica". *Revista chilena de historia natural*, 84(1):1–21. DOI: <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-078X2011000100001>.
- [18] Toledo, V.; Florentino de Andreu, A. 2012. "Evaluación de las propiedades biológicas y bioquímicas de la costra microbiana de un suelo bajo vegetación natural en la región árida de Quíbor, Venezuela". *Revista de investigación*, 75: 143-163.
- [19] Lomolino, M.V. 2001. "Elevation gradients of species-density: historical and prospective views". *Global Ecology and Biogeography*, 10(1):3-13. DOI: <http://dx.doi.org/10.1046/j.1466-822x.2001.00229.x>.
- [20] Rahbek, C. 1995. "The elevational gradient of species richness: a uniform pattern?". *Ecography*, 18(2):200–205. DOI: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1600-0587.1995.tb00341.x>.
- [21] McCain, C.M.; Grytnes, J.A. 2010. "Elevation gradient in species richness". En: *eLS. John Wiley & Sons Ltd, Chichester*. <http://www.els.net>, DOI: <http://dx.doi.org/10.1002/9780470015902.a0022548>.
- [22] Sun, H.; Wu, Y.; Yu, D.; Zhou, J. 2013. "Altitudinal gradient of microbial biomass phosphorus and its relationship with microbial biomass carbon, nitrogen, and rhizosphere soil phosphorus on the eastern slope of Gongga Mountain, SW China". *PLoS One*, 8(9). e72952. DOI: <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0072952>.
- [23] Baniya, C.B.; Solhøy, T.; Gauslaa, Y.; Palmer, M.W. 2010. "The elevation gradient of lichen species richness in Nepal". *Lichenologist*, 42(1):83–96. DOI: <http://dx.doi.org/10.1017/S0024282909008627>.
- [24] Choudhary, K.K.; Singh, R.K. 2013. "Cyanobacterial diversity along altitudinal gradient in Eastern Himalayas of India". *Journal of alga biomass utilization*, 4(2):53-58.
- [25] Grime, J.P. 1973. "Control of species density in herbaceous vegetation". *Journal of Environmental Management*, 1:151-167.
- [26] Espinosa, C.I.; Luzuriaga, A.L.; de la Cruz, M.; Montero, M.; Escudero, A. 2013. "Co-occurring grazing and climate stressors have different effects on the total seed bank when compared to the persistent seed bank". *Journal of Vegetation Science*, 24(6):1098-1107. DOI: <http://dx.doi.org/10.1111/jvs.12043>.
- [27] Cabrera, O.; Prina, A. 2013. "*Euphorbia webbaueri* (Euphorbiaceae), nuevo registro para Ecuador". *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 48(1):137–141.

- [28] Sierra, R. 1999. "Propuesta preliminar de un sistema de clasificación de vegetación para el Ecuador Continental". Rimana: Quito.
- [29] Maestre, F.; Escudero, A.; Martínez, I.; Guerrero, C.; Rubio, A. 2005. "Does spatial pattern matter to ecosystem functioning?". *Functional Ecology*, 19:566–573. DOI: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365>.
- [30] Martínez, I.; Escudero, A.; Maestre, F.; de la Cruz, A.; Guerrero, C.; Rubio, A. 2006. "Small-scale patterns of abundance of mosses and lichens forming biological soil crusts in two semi-arid gypsum environments". *Australian Journal of Botany*, 54(4):339–348. DOI: <http://dx.doi.org/10.1071/BT05078>.
- [31] Bowker, M.A.; Johnson, N.C.; Belnap, J.; Koch, G.W. 2008. "Short-term monitoring of aridland lichen cover and biomass using photography and fatty acids". *Journal of Arid Environments*, 72(6):869–878. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jaridenv.2007.11.006>.
- [32] Gradstein, S.R.; Churchill, S.P.; Salazar, A.N. 2001. "Guide to the Bryophytes of tropical America". *Memoirs of the New York Botanical Garden*, 86:1-577.
- [33] León-Yáñez, S.; Gradstein, S.R.; Wegner, C. 2006. "Hepáticas (Marchantiophyta) y Antoceros (Anthocerotophyta) del Ecuador; catálogo". Publicaciones del Herbario QCA, Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito.
- [34] Churchill, S.P.; Griffin, D.; Muñoz J. 2000. A Checklist of the mosses of the tropical Andean countries. *Ruizia*, 17:1-203.
- [35] Nash III, T.H.; Ryan, B.D.; Gries, C.; Bungartz, F. (eds.) 2002. "Lichen Flora of the Greater Sonoran Desert Region". Vol. I. Tempe: Lichens Unlimited, pp. 532.
- [36] Colwell, R.K. 2013. "Statistical estimation of species richness and share species from samples". Enlace: <http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates/>
- [37] Benítez, A.; Prieto, M.; González, Y.; Aragón, G. 2012. "Effects of tropical montane forest disturbance on epiphytic macrolichens". *Science of the Total Environment*, 441:169-175. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.scitotenv.2012.09.072>.
- [38] Concostrina-Zubiri, L.; Martínez, I.; Rabasa, S.; Escudero, A. 2014. "The influence of environmental factors on biological soil crust: from a community perspective to a species level approach". *Journal of vegetation science*, 25(2):503-513. DOI: <http://dx.doi.org/10.1111/jvs.12084>.
- [39] Belnap, J.; Phillips, S.L.; Troxler, T. 2006. "Soil lichen and moss cover and species richness can be highly dynamic: The effects of invasion by the annual exotic grass *Bromus tectorum*, precipitation, and temperature on biological soil crusts in SE Utah". *Applied Soil Ecology*, 32(1):63–76. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.apsoil.2004.12.010>.
- [40] Gómez, D. A.; Aranibar, J.N.; Tabeni, S.; Villagra, P.E.; Garibotti, I.A.; Atencio, A. 2012. "Biological soil crust recovery after long-term grazing exclusion in the Monte Desert (Argentina). Changes in coverage, spatial distribution, and soil nitrogen". *Acta Oecologica*, 38:33–40. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.actao.2011.09.001>.
- [41] Iturriaga, G.; Gaff, D.; Zentella, R. 2000. "New desiccation-tolerant plants, including a grass, in the central highlands of Mexico, accumulate trehalose". *Australian Journal of Botany*, 48(2):153–158. DOI: <http://dx.doi.org/10.1071/BT98062>.
- [42] Zhao, J.; Zheng, Y.; Zhang, B.; Chen, Y.; Zhang, Y. 2009. "Progress in the study of algae and mosses in biological soil crusts". *Frontiers of Biology in China*, 4(2):143–150. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s11515-008-0104-0>.
- [43] Ullmann, I.; Büdel, B. 2003. "Ecological determinants of species composition of biological soil crusts on a landscape scale". *Biological soil crusts: structure, function, and management*. Springer-Verlag: Berlin.

- [44] Garcia-Pichel, F.; López-cortés, A.; Nubel, U. 2001. "Phylogenetic and morphological diversity of cyanobacteria in soil desert crusts from the Colorado Plateau phylogenetic and morphological diversity of cyanobacteria in soil desert crusts from the Colorado Plateau". *Applied and Environmental Microbiology*, 67(4):1902–1910. DOI: <http://dx.doi.org/10.1128/AEM.67.4.1902>.
- [45] Austrheim, G. 2002. "Plant diversity patterns in semi-natural grasslands along an elevational gradient in southern Norway". *Plant Ecology*, 161(2): 193-205. DOI: <http://dx.doi.org/10.1023/A:1020315718720>.
- [46] Bruun, H.H.; Moen, J.; Virtanen, R.; Grytnes, J.A.; Oksanen, L.; Angerbjörn, A. 2006. "Effects of altitude and topography on species richness of vascular plants, bryophytes and lichens in alpine communities". *Journal of Vegetation Science*, 17(1): 37–46. DOI: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1654-1103.2006.tb02421.x>.

Caracterización rápida de la biodiversidad usando morfometría geométrica: Caso de estudio con abejas sin aguijón (Apidae: Meliponini) del sur de Ecuador

Víctor García-Olivares^{1*}, Carlos Zaragoza-Trello², José Ramirez³, Anthony Guerrero-Peñaranda² y Carlos Ruiz²

¹Universidad de las Américas, Facultad Ingeniería y Ciencias Agropecuarias (FICA), Centro de Investigación, Estudios y Desarrollo de Ingeniería (CIEDI), Quito, Ecuador.

²Universidad Técnica Particular de Loja, Departamento de Ciencias Naturales, Museo de Colecciones Biológicas (MUTPL), San Cayetano Alto s/n C.P. 11 01 608, Loja, Ecuador.

³Universidad Nacional de Loja, Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables, Laboratorio de Entomología, Ciudad Universitaria "Guillermo Falconi Espinosa" s/n C.P. Letra S, Loja, Ecuador

*Autor principal/Corresponding author, correo electrónico: victor.garcia.olivares@gmail.com

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, PhD.(c)

Recibido/Received: 2015/01/27. Aceptado/Accepted: 2015/04/30.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Rapid biodiversity assessment using geometric morphometry: Study case with stingless bees (Apidae: Meliponini) from southern Ecuador

Abstract

Stingless bees (Apidae: Meliponini) are one of the most diverse and abundant group of pollinators in the Neotropics, playing a fundamental role in tropical ecosystems. The biodiversity of the group is high in certain regions, such as the tropical Andes. However, there is still uncertainty about the species richness of these bees in Ecuador. In this study, we analysed 118 specimens with landmark-based geometric morphometric methods, using 12 landmarks on the anterior wing venation. Our results show that landmarks position of the wing venation has a high power of resolution, resulting in a fast and cheap first approach to assess effectively the diversity of stingless bees from southern Ecuador.

Keywords. Meliponini, Apidae, Hymenoptera, biodiversity, geometric morphometrics, landmarks, rapid assessment, stingless bees, wing venation.

Resumen

Las abejas sin aguijón son uno de los grupos de polinizadores más diversos y abundantes del Neotrópico, jugando un papel fundamental en los ecosistemas tropicales. La biodiversidad del grupo se concentra en ciertas zonas como los Andes tropicales. Sin embargo, aún se desconoce la riqueza de especies de estas abejas en Ecuador. En este estudio analizamos 118 especímenes mediante morfometría geométrica de la venación alar anterior, usando 12 puntos anatómicos (*landmarks*). Nuestros resultados muestran que la posición de los puntos anatómicos en la venación alar tiene un alto poder de resolución, constituyendo una rápida y económica primera aproximación para caracterizar de forma efectiva la diversidad de abejas sin aguijón del sur del Ecuador.

Palabras Clave. Meliponini, Apidae, Hymenoptera, abejas sin aguijón, biodiversidad, caracterización rápida, puntos anatómicos, morfometría geométrica, venación alar.

Introducción

Las abejas sin aguijón de la tribu Meliponini comprenden aproximadamente 500 especies distribuidas en las regiones tropicales y subtropicales, siendo el grupo de abejas más abundante en los ecosistemas tropicales y jugando un papel fundamental como polinizadores generalistas [1, 2]. Numerosos estudios han demostrado su importancia en ecosistemas tropicales naturales [1, 3-5] y en agroecosistemas tropicales [6-8]. La mayor biodiversidad de las abejas sin aguijón se encuentra princi-

palmente en la región Neotropical, donde existen unas 400 especies y 32 géneros [9]. Esta biodiversidad no parece estar distribuida uniformemente, sino que se concentra en zonas de alta diversidad (*hotspots*) como los Andes tropicales, donde este grupo alcanza un alto número de especies por área: 13 veces más especies por área en Ecuador que en Brasil [9]. Esta alta biodiversidad contrasta con el elevado desconocimiento del grupo en Ecuador, donde se han realizado pocos estudios y se desconoce la biodiversidad real del grupo. En 1986, Coloma [10] reportó 73 especies para el país, y desde

entonces sólo se han publicado algunos estudios faunísticos regionales [11, 12]. En el sur de Ecuador se han registrado cerca de 90 especies [12]. A la falta de información acerca de la biodiversidad de este grupo se le suma la elevada convergencia morfológica del grupo y la existencia de numerosas barreras geográficas a lo largo de su distribución, que sugieren la existencia de numerosas especies crípticas [2]. La biodiversidad de las abejas sin aguijón se ve amenazada por impactos humanos como la deforestación, el cambio de uso de suelo, el cambio climático y la introducción de especies exóticas [13-18]. Frente a estas amenazas se debe acelerar la catalogación de la biodiversidad en zonas poco estudiadas para conocer la biodiversidad del grupo y el estado de sus poblaciones y así poder establecer medidas de conservación efectivas. Sin embargo el estudio taxonómico de la biodiversidad supone un cuello de botella o “impedimento taxonómico” [19] para la descripción e identificación de especies, fenómeno que se magnifica en zonas hiperdiversas. Por ello se requiere de nuevas iniciativas que aceleren el trabajo taxonómico bajo un escenario de pérdida rápida de biodiversidad [20], como por ejemplo, la morfometría geométrica [21] o el código de barras de ADN [22].

La morfometría geométrica ha demostrado ser un método sencillo y efectivo para la identificación de especímenes de grupos taxonómicos concretos de abejas sin aguijón a diferentes niveles [23-26]. La sencillez y el reducido costo económico supone una ventaja frente a métodos moleculares de mayor costo y complejidad, y permite que sea una primera aproximación para caracterizar la biodiversidad de un grupo. En este estudio evaluamos la efectividad de la morfometría geométrica como método para caracterizar de forma rápida la fauna de un abejas sin aguijón en un área con alta biodiversidad y limitado conocimiento taxonómico como es el sur de Ecuador.

Materiales y métodos

El muestreo en campo se realizó entre noviembre 2013 a julio 2014 en 24 localidades (Tabla 1) en el sur de Ecuador, en las provincias de Loja, El Oro y Zamora-Chinchi, siendo la provincia de Loja donde se realizó un mayor esfuerzo de muestreo (76 % de las localidades) (Fig. 1). Se hizo captura directa de abejas mediante



Figura 1: Mapa con los puntos de muestreo de abejas sin aguijón en el sur de Ecuador. Ver Tabla 1 para detalle de localidades.

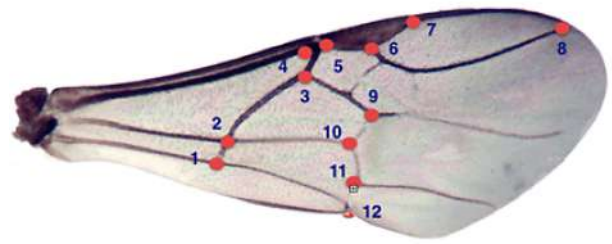


Figura 2: Representación del ala anterior derecha. Los puntos rojos indican la posición relativa de cada uno de los puntos anatómicos de referencia (landmarks) utilizados.

red entomológica. Los individuos se conservaron en etanol al 95 % y están depositados en la Colección de Invertebrados del Sur del Ecuador (CISEC) del Museo de Colecciones Biológicas de la Universidad Técnica Particular de Loja, Ecuador (MUTPL).

Los análisis de morfometría geométrica se realizaron seleccionando el ala anterior derecha de todos los especímenes. Cada ala fue montada en un portaobjeto y fotografiada con una cámara Moticam 2.0 (Motic Co, Xiamen, China) acoplada a un estereoscopio Olympus SZ61. A partir de las imágenes se creó un archivo TPS con el programa tpsUTIL versión 1.56 [27]. Se establecieron 12 puntos de referencia (landmarks) localizados en los puntos de unión de la venación alar que son representativos de la forma del ala mediante el software tpsDIG 2 versión 2.17 [28] (Fig. 2). Los análisis de morfometría geométrica se llevaron a cabo con el programa MorphoJ [29]. Para esto, se alineó los puntos anatómicos de referencia (landmarks) analizados mediante la opción “New Procrustes” tomando como referencia el primero de los especímenes. Este alineamiento separa la forma del tamaño y elimina la variación en tamaño relativa a la posición y orientación de todos los especímenes [30]. Los datos obtenidos se analizaron con 2 enfoques multivariantes en 3 niveles taxonómicos diferentes: i) a nivel de especie considerando todo el muestreo, ii) a nivel de especie considerando sólo el género *Trigona* (único género con suficientes datos de morfometría geométrica para múltiples especies), y iii) a nivel de género. Para estudiar el solapamiento en los morfoespacios de cada uno de los grupos, se realizó un análisis de componentes principales (ACP). Para analizar la influencia del tamaño de las alas en los análisis de morfometría geométrica se calculó el tamaño del centroide y se realizó una regresión entre el tamaño del centroide y las coordenadas asociadas a los puntos anatómicos. Los valores residuales resultantes de esta regresión se utilizaron para generar la matriz de covarianza con las que se llevaron a cabo los ACP. En un análisis posterior, se eligieron sólo los grupos que presentaban un solapamiento parcial o total. Se realizó un análisis mediante Función Discriminante (FD). Las distancias de Mahalanobis obtenidas relativizaron las distancias respecto a la dispersión de cada una de las variables. Con estas distancias se generó un dendrograma mediante el algoritmo UPMGA con el programa MVSP 3.22 [31].

Localidad	Provincia	Altitud (m)	Latitud	Longitud
12 Diciembre Pindal	Loja	750	-4.07	-80.09
Balsas de Algarrobbillo	Loja	772	-4.17	-80.08
Bellavista	El Oro	720	-3.85	-80.14
Bosque Petrificado Puyango	Loja	305	-3.88	-80.07
Cabeza de toro, La Ceiba. Zapotillo	Loja	500	-4.28	-80.33
Cañas	El Oro	560	-3.83	-80.08
Corral del Señor. 6km SO Celica	Loja	1720	-4.14	-79.98
El Mango. Mangahurquillo	Loja	550	-4.14	-80.26
EL PADMINI	Zamora	1126	-3.72	-78.63
Garza Real	Loja	235	-4.30	-80.20
Higueron	Loja	310	-4.29	-80.38
Hostería Yacuan. Las Orquideas	Zamora	880	-4.24	-78.65
Huasimal. La Ceiba.	Loja	232	-4.36	-80.39
La Manga. Zapotillo	Loja	500	-4.22	-80.30
Los Baños del Inca. Mangahurco	Loja	505	-4.13	-80.42
Macara- Zapotillo	Loja	640	-4.29	-80.03
Mangahurco	Loja	327	-4.16	-80.43
Montehuaico vía Limo	Loja	1109	-3.98	-80.05
Paletillas	Loja	496	-4.16	-80.27
Pitayo. La Ceiba. Zapotillo	Loja	263	-4.34	-80.42
Platanillo, Las Lajas	El Oro	390	-3.80	-80.07
Quebrada Chirimoyos. Puente Chirimoyos	Loja	376	-3.90	-80.07
Quebrada Hualtaco Clavado. La Ceiba	Loja	450	-4.27	-80.31
San Agustín. Puyango	Loja	1020	-4.02	-80.05
Finca Binacional. Zapotepamba.	Loja	920	-4.04	-79.77

Tabla 1: Localidades de muestreo de abejas sin aguijón (Apidae: Meliponini) en el sur de Ecuador.

Género	<i>Cephalotrigona</i>	<i>Geotrigona</i>	<i>Melipona</i>	<i>Nannotrigona</i>	<i>Oxytrigona</i>	<i>Plebeia</i>	<i>Scaptotrigona</i>
<i>Cephalotrigona</i>							
<i>Geotrigona</i>	12,834*						
<i>Melipona</i>	408,532*	49,902*					
<i>Nannotrigona</i>	17,726*	26,246*	39,767*				
<i>Oxytrigona</i>	28,273*	12,03*	159,794*	27,106*			
<i>Plebeia</i>	71,248*	52,218*	69,887*	60,417*	104,235*		
<i>Scaptotrigona</i>	18,364*	25,362*	31,574*	22,422*	12,866*	29,507*	
<i>Trigona</i>	30,781*	30,032*	38,684*	31,894*	25,916*	29,077*	17,545*

Tabla 2: Distancias de Mahalanobis obtenidas en el análisis discriminante por realizado géneros. * = diferencia significativa.

La efectividad de la morfometría geométrica a la hora de identificar la biodiversidad de meliponinos del sur de Ecuador, fue evaluada mediante un test de validación cruzada, donde se analizó el porcentaje de asignación correcta de los individuos en los 3 niveles taxonómicos arriba mencionados.

Resultados

Se capturó un total de 113 individuos. Los individuos capturados pertenecen a 8 géneros diferentes y a 13 morfoespecies (Tabla 1, Apéndice 1). Los análisis para evaluar la influencia del tamaño determinaron que la regresión realizada entre el tamaño del centroide y las coordenadas de los puntos de referencia (*landmarks*) arrojaron diferencias significativas ($F= 57,9$, $d.f= 7$, $P < 0,0001$) resultando un 14,67 % de la variación de la forma explicada por el tamaño. En el ACP a nivel de género, las dos primeras componentes explicaron respectivamente el 57,19 % y el 20,47 % de la variación (Fig. 3). Este primer análisis permitió diferenciar tres

géneros *Melipona* Illiger, 1806, *Oxytrigona* Cockerell, 1917 y *Plebeia* Schwarz, 1938. El resto de géneros se solaparon en su morfoespacio (*Trigona* Jurine, 1807, *Cephalotrigona* Schwarz, 1940, *Nannotrigona* Cockerell, 1922, *Geotrigona* Cockerell, 1917 y *Scaptotrigona* Moure, 1950) (Fig. 3).

Para resolver el solapamiento de los géneros se realizó un segundo análisis donde se incluyeron solamente los cinco géneros que presentaban un solapamiento. Se obtuvieron unos valores de CP1 y CP2 de 34,63 y 24,71 respectivamente (Fig. 4). En este análisis se observó que todos los géneros se localizan bien diferenciados en su morfoespacios a excepción de *Trigona*, cuya variación morfológica se solapó con los demás géneros. El ACP del género *Trigona* resultó en un 84,06 % de la variación explicada con los dos primeros componentes. El análisis mostró la existencia del solapamiento en el morfoespacio de *T. aff silvestriana* con *T. setentrionalis* y las morfologías claramente diferenciadas de *T. aff amalthea* y *T. fulviventris* (Fig. 5).

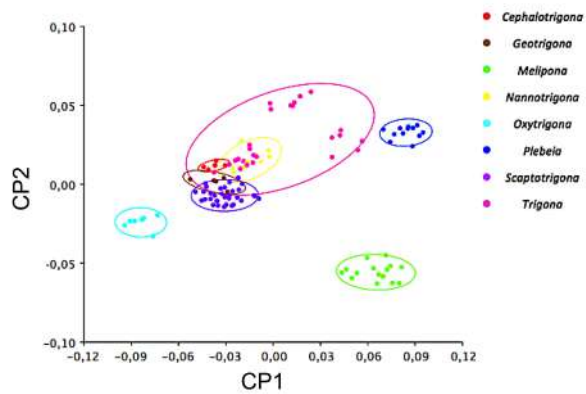


Figura 3: Representación gráfica de las dos primeras componentes del ACP para el análisis general de morfometría geométrica que incluye todos los géneros estudiados.

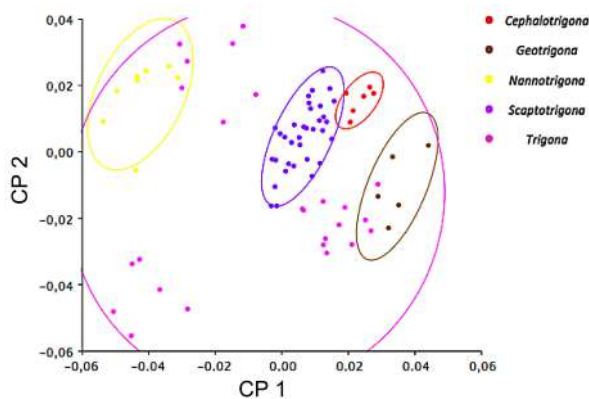


Figura 4: Representación gráfica de las dos primeras componentes del ACP para el análisis de morfometría geométrica que incluye los géneros que presentan solapamiento en su morfoespacio.

El dendrograma obtenido por las distancias de Mahalanobis del análisis FD (Fig. 6, Tabla 2) mostró que la separación intergéneros fue congruente con los resultados arrojados por el ACP y parcialmente con estudios moleculares previos [32]. Los géneros *Trigona*, *Scaptotrigona*, *Nannotrigona*, *Geotrigona* y *Cephalotrigona* mostraron una relación fenética estrecha.

El test de validación cruzada clasificó correctamente el 98,4 % de los individuos para los análisis a nivel de especie, aunque este porcentaje disminuyó cuando se realizó el test dentro de las especies del género *Trigona* (95,3 %). A nivel de género hubo un 99,6 % de asignación correcta y cuando se restringió el análisis a los 5 géneros que presentaban solapamiento, el porcentaje de asignación correcta fue del 100 %.

Discusión

Ante un escenario de cambio rápido global se requieren de nuevas estrategias que aceleren el proceso de catalogación de la biodiversidad y disminuyan el impedimento taxonómico. En este contexto, numerosos estudios han demostrado la utilidad de la morfometría geométrica de la venación alar para discriminar entre especies

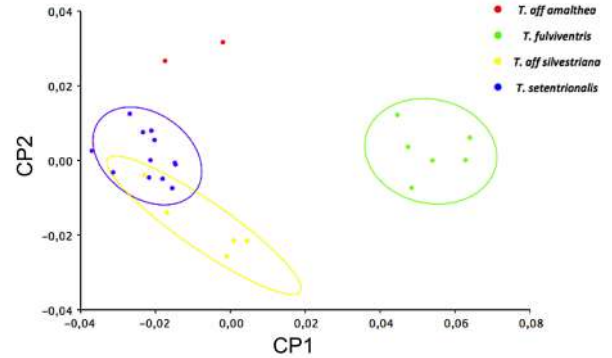


Figura 5: Representación gráfica de las dos primeras componentes del ACP para el análisis de morfometría geométrica a nivel intragénero de *Trigona*.

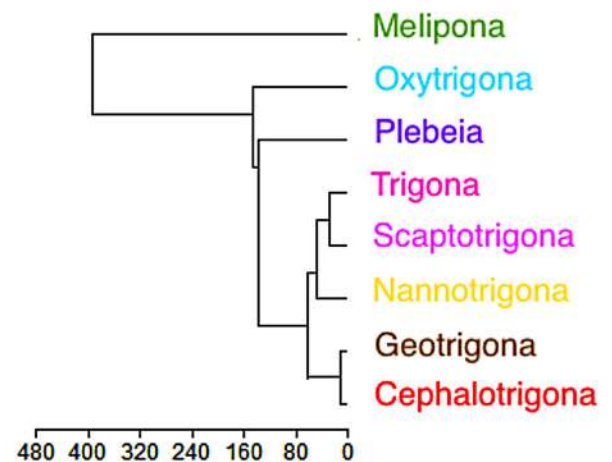


Figura 6: Dendrograma que representa las distancias relativas intergénero en base a las medidas tomadas mediante distancias Mahalanobis.

o poblaciones de abejas sin aguijón [23-26]. Nuestros resultados confirman que la posición de los puntos de referencia (*landmarks*) en la venación alar tiene un alto poder de resolución para caracterizar y para catalogar la diversidad de abejas sin aguijón del sur del Ecuador. A pesar de que el muestreo representa una pequeña fracción de la biodiversidad del grupo en Ecuador (13 morfoespecies), nuestro estudio plantea que la técnica de la morfometría geométrica supone una primera aproximación adecuada para caracterizar la biodiversidad de abejas sin aguijón de forma efectiva, rápida y económica.

El dendrograma basado en distancias de Mahalanobis resultó en unas relaciones fenéticas congruentes parcialmente con resultados filogenéticos basados en datos moleculares [32]. El árbol mostró algunas incongruencias como por ejemplo el género *Oxytrigona*, que no apareció relacionado fenéticamente con géneros filogenéticamente próximos (Fig. 6). Esta inconsistencia entre datos morfológicos y moleculares ha sido explicada debido a que las alas de las abejas están sujetas a presiones selectivas que producirían inferencias filogenéticas erróneas [33].

Por otro lado, los análisis de morfometría geométrica

han permitido caracterizar la variación morfológica entre las especies estudiadas, clasificando correctamente al 99,6 % de los individuos a nivel de género. Este porcentaje de asignación correcta se incrementó hasta el 100 % cuando se restringió a géneros que presentaban un solapamiento parcial en su morfoespacio. Además los análisis revelaron un elevado éxito para asignar de forma correcta los individuos a las diferentes morfoespecies estudiadas (98,4 %). En el caso del género *Trigona* donde existen más datos para cada una de las especies estudiadas, este porcentaje fue del 95,3 % de asignaciones correctas. Estos porcentajes de asignación correcta son similares a otros estudios de abejas sin aguijón a nivel de especie (*Plebeia remota*: 93.4 % [24]; *Melipona beecheii*: 87,1 % [26]) y de género (100 % [25]).

Agradecimientos

Agradecemos la colaboración de Patricia Vit con su Proyecto Prometeo “Valorización de mieles de pote producidas por Meliponini en Ecuador”. De igual forma agradecemos a José Ureña, Felipe Sánchez y la fundación Naturaleza y Cultura Internacional por todo su apoyo durante los muestreos. Extendemos nuestra gratitud a los alumnos de GP de la Universidad Técnica Particular de Loja que han colaborado en alguna de las fases del proyecto.

Referencias Bibliográficas

- [1] Roubik, D. 1989. “Ecology and natural history of tropical bees”. *Cambridge University Press: New York*.
- [2] Michener, C. 2007. “The bees of the world”. 2a edition. *Johns Hopkins: Baltimore*.
- [3] Ramalho, M.; Kleinertgiovannini, A.; Imperatriz-Fonseca, V. 1990. “Important Bee Plants for Stingless Bees (*Melipona* and *Trigona*) and Africanized Honeybees (*Apis mellifera*) in Neotropical Habitats - A Review”. *Apidologie*, 21: 469-488. DOI: <http://dx.doi.org/10.1051/apido:19900508>.
- [4] Biesmeijer, J.; Slaa, E.; Castro, M.; Viana, B.; Kleinert, A.; Imperatriz-Fonseca, V. 2005. “Connectance of Brazilian social bee: food plant networks is influenced by habitat, but not by latitude, altitude or network size”. *Biota Neotropica*, 5: 85-93. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1676-06032005000100010>.
- [5] Kaminski, A.; Absy, M. 2006. “Bees visitors of three species of *Clusia* (Clusiaceae) flowers in Central Amazonia”. *Acta Amazonica*, 36(2): 259-264. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0044-59672006000200016>.
- [6] Slaa, E.; Sanchez Chaves, L.; Malagodi-Braga, K.; Hofstede, F. 2006. “Stingless bees in applied pollination: practice and perspectives”. *Apidologie*, 37: 293-315. DOI: <http://dx.doi.org/10.1051/apido:2006022>.
- [7] dos Santos, S.; Roselino, A.; Hrcir, M.; Bego, L. 2009. “Pollination of tomatoes by the stingless bee *Melipona quadrifasciata* and the honey bee *Apis mellifera* (Hymenoptera, Apidae)”. *Genetics and Molecular Research*, 8: 751-757.
- [8] Quezada-Euan, J. 2009. “Potencial de las abejas nativas en la polinización de cultivos”. *Acta Biológica Colombiana*, 14: 169-172.
- [9] Camargo, J.; Pedro, S. 2008. “Meliponini Lepageletier”. *Catalogue of Bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region online version*. Available at <http://www.moure.cria.org.br/catalogue>.
- [10] Coloma, L. 1986. “Contribución para el Conocimiento de las abejas sin aguijón (Meliponinae, Apidae, Hymenoptera) de Ecuador”. *Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Tesis de licenciatura: Quito*.
- [11] Rasmussen, C. 2004. “Abejas en el sur del Ecuador”. *Lyona*, 7(2): 29-35.
- [12] Ramírez Romero, J.; Ureña Alvarez, J.; Camacho, A. 2013. “Las abejas sin aguijón (Apidae: Meliponini) de la región sur del Ecuador”. *Cedamaz*, 3(1) 81-92.
- [13] Vamosi, J.; Knight, T.; Steets, J.; Mazer, S.; Burd, M.; Ashman, T. 2006. “Pollination decays in biodiversity hotspots”. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 103: 956-961. DOI: <http://dx.doi.org/10.1073/pnas.0507165103>.
- [14] Brown, M.; Paxton, R. 2009. “The conservation of bees: a global perspective”. *Apidologie* 40: 410-416. DOI: <http://dx.doi.org/10.1051/apido/2009019>.
- [15] Freitas, B.; Imperatriz-Fonseca, V.; Medina, L.; Kleinert, A.; Galetto, L.; Nates-Parra, G.; Quezada-Euan, J. 2009. “Diversity, threats and conservation of native bees in the Neotropics”. *Apidologie*, 40: 332-346. <http://dx.doi.org/10.1051/apido/2009012>.
- [16] Samejima, H.; Marzuki, M.; Nagamitsu, T.; Nakasizuka, T. 2004. “The effects of human disturbance on a stingless bee community in a tropical rainforest”. *Biological Conservation*, 4:577-587. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.biocon.2004.03.030>.
- [17] Cairns, C.; Villanueva-Gutiérrez, R.; Koptur, S.; Bray, D. 2005. “Bee Populations, Forest Disturbance, and Africanization in Mexico”. *Biotropica*, 37: 686-692. DOI: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1744-7429.2005.00087.x>.
- [18] Villanueva-Gutiérrez, R.; Roubik, D.; Colli-Ucán, W. 2005. “Extinction of *Melipona beecheii* and traditional beekeeping in the Yucatan peninsula”. *Bee World*, 86(2): 35-41. DOI: <http://dx.doi.org/10.3827/IBRA.2.86.2.03>.
- [19] Wheeler, Q.; Raven, P.; Wilson, E. 2004. “Taxonomy: impediment or expedient?” *Science*, 303(5656), 285. DOI: <http://dx.doi.org/10.1126/science.303.5656.285>.

- [20] Nimis, P.; Lebbe, R. 2010. "Tools for Identifying Biodiversity: Progress and Problems". *Edizioni Università di Trieste: Trieste*.
- [21] Bookstein, F. 1991. "Morphometric tools for landmark data: geometry and biology". *Cambridge University Press, Cambridge*: 435.
- [22] Frézal, L.; Leblois, R. 2008. "Four years of DNA barcoding: Current advances and prospects". *Infection, Genetics and Evolution*, 8: 727-736. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.meegid.2008.05.005>.
- [23] Mendes, M.; Franco, T.; Nunes-Silva, P.; Menezes, C.; Imperatriz-Fonseca, V. 2007. "Intra-population variability of *Nannotrigona testaceicornis* Lepeletier 1836 (Hymenoptera, Meliponini) using relative warp analysis". *Bioscience Journal*, 23: 147-152.
- [24] Francisco, F.; Nunes-Silva, P.; Franco, T.; Wittmann, D.; Imperatriz-Fonseca, V.; Arias, M.; Morgan, E. 2008. "Morphometrical, biochemical and molecular tools for assessing biodiversity. An example in *Plebeia remota* (Holmberg, 1903) (Apidae, Meliponini)". *Insectes Sociaux*, 55: 231-237. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s00040-008-0992-7>.
- [25] Franco, T.; Silva, R.; Nunes-Silva, P.; Menezes, C.; Imperatriz-Fonseca, V. 2009. "Gender identification of five genera of stingless bees (Apidae, Meliponini) based on wing morphology". *Genetic Molecular Research*, 8: 207-214.
- [26] Franco, T.; Grassi, M.; Imperatriz-Fonseca, V.; May-Itzá, W.; Quezada-Euán, J. 2011. "Geometric morphometrics of the wing as a tool for assigning genetic lineages and geographic origin to *Melipona beecheii* (Hymenoptera: Meliponini)". *Apidologie*, 42(4): 499-507. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s13592-011-0013-0>.
- [27] Rohlf, F. 2004. "TPSUTIL". *Department of Ecology and Evolution, State University of New York, Stony Brook: NY*.
- [28] Rohlf, F. 2001. "TPS DIG". *Department of Ecology and Evolution, State University of New York, Stony Brook: NY*.
- [29] Klingenberg, C. 2011. "MorphoJ: an integrated software package for geometric morphometrics". *Molecular Ecology Resources*, 11: 353-357.
- [30] Dryden, I.; Mardia, K. 1998. "Statistical Shape Analysis". *John Wiley: London*.
- [31] Kovach, W. 1993. "MVSP Plus: multivariate statistical package, version 2.1.". *Kovach Computing Services, Pentraeth, Anglesey*.
- [32] Rasmussen, C.; Cameron, S. 2010. "Global stingless bee phylogeny supports ancient divergence, vicariance, and long distance dispersal". *Biological Journal of the Linnean Society*, 99(1): 206-232. DOI: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1095-8312.2009.01341.x>.
- [33] Klingenberg, C.; Gidaszewski, N. 2010. "Testing and quantifying phylogenetic signals and homoplasy in morphometric data". *Systematic Biology*, 59(3): 245-261. DOI: <http://dx.doi.org/10.1093/sysbio/syp106>.

Código	Género	Especie	Localidad	Provincia	Fecha	Colector
CISEC_0009152	Trigona	<i>aff silvestriana</i>	Quebrada Chirimoyos, Puente Chirimoyos	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009139	Trigona	<i>aff silvestriana</i>	San Agustín Puyango	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009240	Trigona	<i>amallhea</i>	El PADMI	Zamora	15/05/2014	G. Anthony
CISEC_0009230	Melipona	<i>eburnea</i>	Hostería Yacuan, Las Orquídeas	Zamora	01/07/2013	C. Ruiz
CISEC_0009114	Trigona	<i>fulviventris</i>	Bosque Petrificado Puyango	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009119	Trigona	<i>fulviventris</i>	Cañas	El Oro	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009008	Trigona	<i>fulviventris</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009183	Trigona	<i>fulviventris</i>	Los Baños del Inca. Mangahurco	Loja	26/01/2014	C. Ruiz
CISEC_0009242	Trigona	<i>fulviventris</i>	Macara- Zapotillo	Loja	08/07/2014	C. Ruiz
CISEC_0009140	Trigona	<i>fulviventris</i>	San Agustín Puyango	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009136	Melipona	<i>indecisa</i>	San Agustín Puyango	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009137	Melipona	<i>indecisa</i>	San Agustín Puyango	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009106	Melipona	<i>metimica</i>	12 Diciembre. Pindal	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009107	Melipona	<i>metimica</i>	12 Diciembre. Pindal	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009108	Melipona	<i>metimica</i>	12 Diciembre. Pindal	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009109	Melipona	<i>metimica</i>	12 Diciembre. Pindal	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009233	Melipona	<i>metimica</i>	Balsas de Algarrobillo	Loja	05/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009234	Melipona	<i>metimica</i>	Balsas de Algarrobillo	Loja	05/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009235	Melipona	<i>metimica</i>	Balsas de Algarrobillo	Loja	05/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009113	Melipona	<i>metimica</i>	Bellavista	El Oro	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009213	Melipona	<i>metimica</i>	Corral del Señor. 6km SO Celica	Loja	21/03/2014	C. Ruiz y V. García
CISEC_0009199	Melipona	<i>metimica</i>	Higueron	Loja	21/03/2014	C. Ruiz y V. García
CISEC_0009200	Melipona	<i>metimica</i>	Higueron	Loja	21/03/2014	C. Ruiz y V. García
CISEC_0009094	Melipona	<i>metimica</i>	Paletilas	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009095	Melipona	<i>metimica</i>	Paletilas	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009191	Trigona	<i>setentrionalis</i>	Garza Real	Loja	25/01/2014	C. Ruiz
CISEC_0009192	Trigona	<i>setentrionalis</i>	Garza Real	Loja	25/01/2014	C. Ruiz
CISEC_0009025	Trigona	<i>setentrionalis</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009082	Trigona	<i>setentrionalis</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009083	Trigona	<i>setentrionalis</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009244	Trigona	<i>setentrionalis</i>	Macara- Zapotillo	Loja	08/07/2014	C. Ruiz
CISEC_0009185	Trigona	<i>setentrionalis</i>	Mangahurco	Loja	26/01/2014	C. Ruiz
CISEC_0009186	Trigona	<i>setentrionalis</i>	Mangahurco	Loja	26/01/2014	C. Ruiz
CISEC_0009187	Trigona	<i>setentrionalis</i>	Mangahurco	Loja	26/01/2014	C. Ruiz
CISEC_0009145	Trigona	<i>setentrionalis</i>	Platanillo, Las Lajas	El Oro	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009147	Trigona	<i>setentrionalis</i>	Platanillo, Las Lajas	El Oro	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009148	Trigona	<i>setentrionalis</i>	Platanillo, Las Lajas	El Oro	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009157	Trigona	<i>aff silvestriana</i>	Montehuaico vía Limo	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009158	Trigona	<i>aff silvestriana</i>	Montehuaico vía Limo	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009159	Trigona	<i>aff silvestriana</i>	Montehuaico vía Limo	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009078	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	12 Diciembre. Pindal	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009079	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	12 Diciembre. Pindal	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009080	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	12 Diciembre. Pindal	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009149	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	Bellavista	El Oro	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009150	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	Bellavista	El Oro	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009151	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	Bellavista	El Oro	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009036	Oxytrigona	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	07/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009037	Oxytrigona	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	07/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009038	Oxytrigona	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	07/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009039	Plebeia	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	07/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009040	Plebeia	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	07/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009042	Plebeia	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	06/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009054	Plebeia	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	11/02/2013	C. Ruiz
CISEC_0009001	Plebeia	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	07/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009002	Plebeia	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	07/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009003	Plebeia	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	07/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009032	Geotrigona	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	07/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009033	Geotrigona	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	07/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009057	Geotrigona	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	12/02/2014	V. García
CISEC_0009004	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	12/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009005	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	12/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009006	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	Cabeza de toro, La Ceiba, Zapotillo	Loja	12/02/2014	C. Ruiz
CISEC_0009014	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	El Mango. Mangahurquillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009188	Plebeia	<i>sp1</i>	Garza Real	Loja	25/01/2014	C. Ruiz
CISEC_0009189	Plebeia	<i>sp1</i>	Garza Real	Loja	25/01/2014	C. Ruiz
CISEC_0009190	Plebeia	<i>sp1</i>	Garza Real	Loja	25/01/2014	C. Ruiz
CISEC_0009219	Cephalotrigona	<i>sp1</i>	Huasimal. La Ceiba.	Loja	21/03/2014	C. Ruiz y V. García
CISEC_0009017	Cephalotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009018	Cephalotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009027	Cephalotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009092	Cephalotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009009	Nannotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009010	Nannotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009023	Oxytrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009024	Oxytrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009011	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009012	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009015	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009016	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009019	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009020	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009021	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009028	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009029	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009103	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009046	Geotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009047	Geotrigona	<i>sp1</i>	La Manga. Zapotillo	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009246	Oxytrigona	<i>sp1</i>	Macara- Zapotillo	Loja	08/07/2014	C. Ruiz
CISEC_0009248	Oxytrigona	<i>sp1</i>	Macara- Zapotillo	Loja	08/07/2014	C. Ruiz
CISEC_0009171	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	Montehuaico vía Limo	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009084	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	Paletilas	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009085	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	Paletilas	Loja	06/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009193	Nannotrigona	<i>sp1</i>	Pitayo. La Ceiba. Zapotillo	Loja	21/03/2014	C. Ruiz y V. García
CISEC_0009195	Nannotrigona	<i>sp1</i>	Pitayo. La Ceiba. Zapotillo	Loja	21/03/2014	C. Ruiz y V. García
CISEC_0009141	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	Platanillo, Las Lajas	El Oro	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009142	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	Platanillo, Las Lajas	El Oro	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009143	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	Platanillo, Las Lajas	El Oro	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009144	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	Platanillo, Las Lajas	El Oro	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009227	Cephalotrigona	<i>sp1</i>	Quebrada Huallaco Clavado. La Ceiba	Loja	20/03/2014	C. Ruiz y V. García
CISEC_0009125	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	San Agustín Puyango	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009126	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	San Agustín Puyango	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009127	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	San Agustín Puyango	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009130	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	San Agustín Puyango	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009131	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	San Agustín Puyango	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009132	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	San Agustín Puyango	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009133	Scaptotrigona	<i>sp1</i>	San Agustín Puyango	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009052	Plebeia	<i>sp1</i>	Zapotepamba. Finca Binacional	Loja	11/02/2013	C. Ruiz
CISEC_0009053	Plebeia	<i>sp1</i>	Zapotepamba. Finca Binacional	Loja	11/02/2013	C. Ruiz
CISEC_0009176	Nannotrigona	<i>sp2</i>	Montehuaico vía Limo	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009177	Nannotrigona	<i>sp2</i>	Montehuaico vía Limo	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009178	Nannotrigona	<i>sp3</i>	Montehuaico vía Limo	Loja	07/11/2013	C. Ruiz
CISEC_0009194	Nannotrigona	<i>sp4</i>	Pitayo. La Ceiba. Zapotillo	Loja	21/03/2014	C. Ruiz y V. García

Apéndice 1: Especies de abejas sin aguijón capturadas en el sur del Ecuador, incluidas en este estudio y depositadas en la Colección de Invertebrados del Sur del Ecuador (CISEC) del Museo de Colecciones Biológicas de la Universidad Técnica Particular de Loja, Ecuador.

Estandarización de un protocolo de regeneración de cebolla chalote (*Allium cepa* var. *aggregatum*) a partir de meristemas apicales

Joely Vega¹, Venancio Arahana¹ y María de Lourdes Torres^{1*}

¹Universidad San Francisco de Quito, Colegio de Ciencias Biológicas y Ambientales. Calle Diego de Robles y Vía Interoceánica, Campus Cumbayá, Edif. Newton. Casilla Postal 17-1200-841, Quito, Ecuador

*Autor principal/Corresponding author, correo electrónico: ltorres@usfq.edu.ec

Editado por/Edited by: Cesar Zambrano, Ph.D.

Recibido/Received: 2015/03/05. Aceptado/Accepted: 2015/03/24.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Standardization of an apical bud in vitro culture protocol for shallot onion (*Allium cepa* var. *aggregatum*) regeneration

Abstract

Shallots (*Allium cepa* var. *aggregatum*) are a type of onion which form several bulbs from a single basal disc. They are characterized by a high total solids content which improves their gastronomic and nutraceutical properties. Shallots (*Allium cepa* var. *aggregatum*) are a culinary staple with high commercial value in European, North American and South American markets. Their commercial production via vegetative propagation, however, is time-consuming and strongly affected by viral diseases. The aim of this study was to establish an *in vitro* apical meristem culture protocol for the regeneration of shallot plants. The efficiency of different regeneration and bulb-formation media were evaluated in this investigation. The best results for plant regeneration (68 % efficiency) were obtained with MS + 30g.L⁻¹ sucrose + 1.5g.L⁻¹ benomyl + 1.1µM NAA + 8.9µM BAP and for bulb formation (77 % efficiency) with MS + 10µM ancymidol and 50g.L⁻¹ sucrose. Moreover, 50 % of all plants regenerated from apical meristems were effectively acclimatized. The protocol developed and standardized in this investigation can be used to increase the efficiency of shallot bulb-seed production for commercial applications.

Keywords. *Allium cepa* var. *aggregatum*, apical bud, in vitro culture.

Resumen

La cebolla chalote (*Allium cepa* var. *aggregatum*) forma varios bulbos a partir de un solo disco basal y tiene mayor contenido de sólidos totales que aumentan su valor gastronómico y nutracéutico. Es un producto altamente valorado en el mercado europeo, estadounidense y sudamericano. En el Ecuador no se la registra como una variedad diferente a la cebolla roja. Sin embargo, la cebolla chalote es apetecida y utilizada dentro del sector gastronómico y aumenta el interés de su producción. El objetivo de este estudio fue estandarizar un protocolo de regeneración in vitro de plantas de chalote a partir de meristemas apicales. Se aisló meristemas apicales a partir de bulbos de chalote, se probó varios medios para la regeneración de plantas y la formación de bulbos. El porcentaje de regeneración de plantas más alto (68 %) se obtuvo con el medio: MS + 30g.L⁻¹ sacarosa, 1.5g.L⁻¹ benomyl + 1.1µM NAA + 8.9µM BAP, y de embulbamiento (77 %) con el medio: MS + 10µM ancymidol + 50g.L⁻¹ sacarosa. Finalmente, el 50 % de plantas regeneradas a partir de meristemas fueron aclimatadas eficientemente. El protocolo establecido en esta investigación puede ser utilizado para mejorar la producción de bulbo-semilla y así promover el cultivo de cebolla chalote en el país.

Palabras Clave. *Allium cepa* var. *aggregatum*, meristema apical, cultivo in vitro.

Introducción

Allium cepa var. *aggregatum* se caracteriza porque forma grupos de bulbos unidos por un mismo disco basal, mientras que la cebolla común (*Allium cepa* L.) solo forma un bulbo principal. Es originaria del centro y sudeste

de Asia, y actualmente está distribuida en todo el mundo [1]. Posee un mayor contenido de sólidos (16-33 %) que la cebolla común (7-15 %), entre los que se menciona ácidos grasos, azúcares y compuestos sulfurados [2, 3]. Esto aumenta su valor gastronómico en la cocina gourmet ya que le confiere un olor y sabor mucho

más astringente y una consistencia más dura [1, 4]. De esta manera la cebolla chalote es un producto altamente valorado en el mercado europeo, estadounidense y sudamericano [3, 5]. Adicionalmente, la cebolla chalote tiene propiedades nutraceuticas relevantes asociados con su alto contenido de sólidos, pues se ha encontrado que los extractos de cebolla chalote tienen actividad antimicrobiana, principalmente contra bacterias Gram-positivas [2, 6]. Se ha reportado también que la ingestión de estos extractos de manera prolongada previene la formación de glóbulos rojos anormales en conejos con hipercolesterolemia [7].

La cebolla chalote se propaga principalmente de forma vegetativa, debido a que no produce flores ni semillas en países que no son de cuatro estaciones [2]. Las ventajas de esto son una producción uniforme y la preservación de su sabor y propiedades nutraceuticas. Las desventajas son: mayor tiempo para la obtención del material vegetal para el inicio del cultivo, necesidad de espacios grandes para el almacenamiento y acumulación de virus en el tejido vegetal que será usado como semilla [8].

Uno de los problemas que afectan el cultivo de especies del género *Allium* son las infecciones virales. Estas pueden ser devastadoras al punto de reducir la producción hasta el 80 % [9]. En el caso de la cebolla, específicamente el virus del enanismo amarillo (OYDV) reduce la producción entre 17 % y 60 %. Esto resulta en pérdidas económicas grandes para los productores. Además, la persistencia de enfermedades virales en el cultivo se incrementa por la falta de ciclos de reproducción sexual [10]. Los métodos disponibles para la erradicación de virus se basan en técnicas biotecnológicas como el cultivo in vitro de meristemas, con lo cual se obtienen bulbos libres de virus que sirven como semilla para el inicio del nuevo cultivo [11].

Se ha reportado para varias especies del género *Allium*, que el cultivo de meristemas se basa en el aislamiento de un domo apical (células no diferenciadas), de menos de 1 mm de longitud en condiciones de cultivo controladas [12]. El meristema aislado se desarrolla y se elonga como si fuera parte de la planta original debido a los reguladores de crecimiento que se encuentran en el medio de cultivo. Como reguladores de crecimiento para promover el crecimiento del meristema se utilizan usualmente bajas concentraciones de auxinas con altos niveles de citoquininas [13-19].

Una ventaja de esta técnica de cultivo in vitro es la estabilidad genética de la nueva planta, ya que los brotes se regeneran directamente a partir del meristema sin necesidad de pasar por una etapa de callo. Además se obtiene un alto porcentaje de propagación [20]. Por lo tanto, el cultivo de meristemas es un método utilizado para la conservación de germoplasma y micropropagación de plantas [21, 22].

Asimismo, el cultivo de meristemas es el método más conocido y estandarizado para erradicación de virus debido a que las células meristemáticas no presentan vas-

cularización. Es decir, el tejido meristemático no permite el paso del virus a su interior ya que no existe unión directa de las células meristemáticas con otros tejidos a través de plasmodesmos, xilema ó floema. Entonces, una planta regenerada a partir de este tipo de tejido será en principio libre de virus [22].

Con estos antecedentes, el objetivo de este proyecto fue estandarizar un protocolo para obtener plantas a partir de meristemas apicales de cebolla chalote. Esta metodología podrá ser utilizada posteriormente junto con otros tratamientos para obtener plantas libres de virus. De esta forma, se espera mejorar la producción de bulbo-semilla, contribuir a mejorar la producción de la cebolla chalote en el país y promover un mercado nuevo para esta variedad de cebolla.

Materiales y métodos

Material vegetal

Los bulbos de cebolla chalote utilizados en esta investigación se obtuvieron del programa de selección de esta especie, que se desarrolla en la Granja Experimental de la Universidad San Francisco de Quito (USFQ). En este programa se utilizaron bulbos provenientes de las provincias de Carchi y Chimborazo, que se sembraron en tierra. Cada bulbo dio origen a lo que se denominó una familia (grupo de bulbos de un mismo origen). El ciclo de cultivo de la cebolla chalote en campo fue de 120-135 días hasta la cosecha.

En este estudio se realizaron 3 ensayos. El ensayo 1 destinado a determinar el tiempo ideal del tratamiento de frío para la ruptura de dormancia y la concentración hormonal óptima para regenerar plántulas de chalote a partir de meristemas apicales. Los ensayos 2 y 3 destinados a determinar el medio más eficiente para promover la formación de bulbo de cebolla chalote. La familia 11SO4 (Carchi) se utilizó en el ensayo 1 y la familia 10S07-3 (Chimborazo) en los ensayos 2 y 3. Se cosecharon las cebollas en los meses de enero, junio y diciembre 2013 para los ensayos 1, 2 y 3 respectivamente.

Introducción de discos basales de cebolla chalote a condiciones de cultivo in vitro

Los bulbos cosechados fueron expuestos a un secado inicial de 4 semanas en estanterías de madera bajo condiciones ambientales (temperatura máxima de 25°C y mínima de 8°C). Después de este proceso, los bulbos fueron sometidos a un tratamiento de frío. En el ensayo 1, se mantuvieron 50 bulbos por dos semanas y 50 bulbos por 4 semanas a 4°C. En los ensayos 2 y 3 se utilizaron 150 y 100 bulbos respectivamente, los cuales permanecieron a 4°C durante 4 semanas.

Luego de transcurrido el tratamiento en frío, independientemente del tiempo, se lavó los bulbos con agua corriente por 10 minutos, se retiró restos de tierra y se descartó los catáfilos secos. Se cortó los bulbos en forma transversal a un tercio de su longitud, se eliminó la parte

Código	Medio Basal	Sacarosa	Hormonas	Referencias
<i>Medio de Inducción y Regeneración</i>				
R1	MS* + benomyl 1,5 g. L ⁻¹	30 g.L ⁻¹	5 uM NAA+ 5 uM BAP	[23]
R2	MS + benomyl 1,5 g. L ⁻¹	30 g.L ⁻¹	1,1 uM NAA + 8,9 uM BAP	[14, 15]
<i>Medio de Crecimiento</i>				
C1	MS	30 g.L ⁻¹		[23]
<i>Medio de Embulbamiento y enraizamiento</i>				
E0	MS + carbón activado 5 g. L ⁻¹	60 g.L ⁻¹		[23]
E1	MS + carbón activado 5 g. L ⁻¹	50 g.L ⁻¹		[23]**
E2	MS + carbón activado 5 g. L ⁻¹	70 g.L ⁻¹		[23]**
E3	MS + carbón activado 5 g. L ⁻¹	90 g.L ⁻¹		[23]**
E4	MS+300 mg.L ⁻¹ NaPO ₄ +10uM ancymidol	30 g.L ⁻¹		[14]
E5	MS+300 mg.L ⁻¹ NaPO ₄ +10uM ancymidol	50 g.L ⁻¹		[14]**

*MS: Murashige & Skoog [24]

** Medio modificado en relación a cita original

Tabla 1: Medios de cultivo usados para el cultivo in vitro de cebolla chalote a partir de meristemas apicales.

apical y se conservó la parte basal. Dentro de la cámara de flujo laminar (LABCONCO Purifier Clean Bench), se sumergió los discos basales en etanol al 70 % por 10 min, luego en hipoclorito de sodio NaClO al 4,5 % con tres gotas de Tween 20 durante 30 min. Posteriormente, se lavó los discos basales con agua destilada estéril, y se retiró los catáfilos externos hasta obtener un explante de 1,5 cm de diámetro y 1 cm de altura.

Para inducir el crecimiento de hojas a partir de discos basales, se cultivó cuatro discos basales por frasco de vidrio con 50 mL del medio de cultivo R1 o R2 (Tabla 1, Figura 1). En total, se sembró 50 discos basales en cada medio de inducción en el primer ensayo, 75 en el segundo ensayo y 100 en el tercer ensayo. Se los incubó en el cuarto de cultivo a 25±1°C y un fotoperiodo de 16 horas luz.

Aislamiento y cultivo de meristemas apicales de cebolla chalote

Luego de una semana de cultivo de los discos basales en los medios R1 y R2, se procedió a extraer el meristema apical de cada disco basal usando el microscopio de disección. Se eliminaron uno a uno los catáfilos externos hasta alcanzar el tejido meristemático. Se extrajeron domos apicales de alrededor de 2mm x 2mm. A partir de estos domos se promovió la regeneración de plantas. Cada domo se cultivó en un tubo de ensayo con 20mL de los medios de cultivo R1 o R2 en los ensayos 1 y 2, y en R2 en el ensayo 3 (Tabla 1). Se los incubó en el cuarto de cultivo por cuatro semanas a 25±1°C y un fotoperiodo de 16 horas luz, para la formación de plántulas (Figura 1).

Embulbamiento de las plantas de cebolla chalote obtenidas de meristemas apicales

Las plántulas formadas a partir de los meristemas apicales fueron transferidas al medio de crecimiento C1 por cuatro semanas más (Tabla 1). Luego, las plántulas del primer ensayo se cultivaron en medio de embulbamiento E0 (Tabla 1) a 25±1°C y un fotoperiodo de 16 horas luz [23]. En el segundo ensayo se probaron los medios

de cultivo E1, E2 y E3 que contienen 3 concentraciones diferentes de sacarosa: 50, 70 y 90 g.L⁻¹ respectivamente (Tabla 1). En el tercer ensayo se utilizó los medios E4 y E5 con 10 uM de ancymidol y 2 concentraciones diferentes de sacarosa 30 y 50 g.L⁻¹ (Tabla 1) [14]. Luego de 12 a 15 semanas del cultivo a 25±1°C y un fotoperiodo de 16 horas luz, las plantas con raíces y bulbo de alrededor de 1cm de diámetro se aclimataron (Figura 1).

Aclimatación de plantas de cebolla chalote obtenidas de meristemas apicales

Para la aclimatación se colocó plantas de cebollas chalote de un tamaño mayor a 10 cm y con raíces en macetas de barro de 285 cc con tierra de la Granja de la USFQ previamente esterilizada (15min, 121°C, 15PSI). Las macetas se colocaron dentro de un frasco de vidrio. Los frascos se taparon con plástico transparente sujetado con una liga y se mantuvieron en el cuarto de cultivo a 25±1°C y un fotoperiodo de 16 horas luz. Se realizaron 2 huecos diarios en el plástico por 4 días. Luego de este tiempo, se retiró el plástico dejando abierto totalmente el frasco y se las regó con agua destilada estéril tres veces por semana. Después de 4 semanas, las plantas se pasaron a macetas plásticas de 2100 cc con tierra y se colocaron en el invernadero de la USFQ (Figura 1).

Análisis estadístico

Para determinar la eficiencia de los medios R1 y R2 en la regeneración y crecimiento de las plántulas de cebolla chalote a partir de meristemas apicales, se midió las variables: porcentaje de regeneración y altura de las plantas a las 4 semanas de cultivo. Para determinar la significancia estadística de estas dos variables se realizó la prueba t-student para muestras independientes y chi-cuadrado de Pearson respectivamente. Además, para determinar si existe una diferencia estadísticamente significativa entre los medios E4 y E5 en el porcentaje de embulbamiento de las plantas de chalote, se realizó el análisis de chi-cuadrado de Pearson y la prueba exacta de Fisher. Los análisis estadísticos se realizaron en el programa Minitab [25].

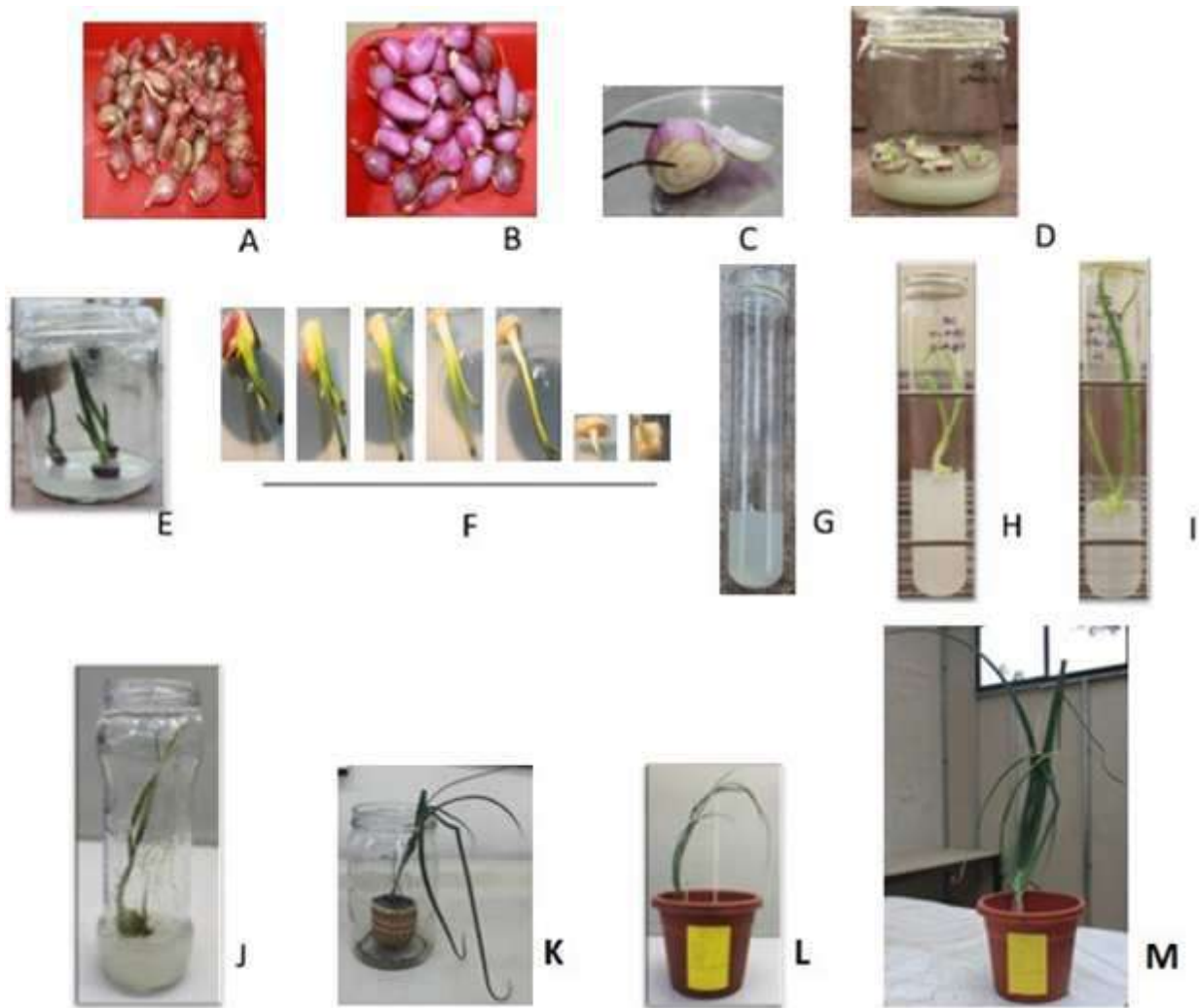


Figura 1: Esquema del proceso de regeneración de plantas de cebolla chalote a partir de cultivo de meristemas apicales. A. Bulbos de cebolla chalote. B. Bulbos lavados sin hojas externas secas. C. Bulbo luego del proceso de desinfección. D. Discos basales sembrados en medio de inducción. E. Discos basales en medio de inducción después de 4 semanas de cultivo. F. Eliminación sistemática de los catófilos más externos hasta dejar el disco basal acompañado del meristema apical rodeado de dos catófilos. G. Meristema apical en medio de inducción. H. Plántula regenerada después de cuatro semanas. I. Plántula en medio de crecimiento después de cuatro semanas. J. Planta en medio de embulbamiento después de doce semanas. K. Planta en maceta de barro luego de 4 semanas de aclimatación. L. Planta en maceta plástica luego de 8 semanas. M. Planta aclimatada luego de 15 semanas en el invernadero. Condiciones del cultivo *in vitro*: $25 \pm 1^\circ\text{C}$ y fotoperiodo de 16 horas luz.

Resultados

Cultivo *in vitro* de meristemas apicales de cebolla chalote

Se observó un 100 % de brotación de hojas a partir de discos basales en los ensayos 1, 2 y 3. En el ensayo 1, después del aislamiento de meristemas apicales, se obtuvo un porcentaje mayor de regeneración de plántulas a partir de meristemas que provenían del tratamiento de 4 semanas a 4°C en comparación con el tratamiento de 2 semanas a 4°C (Tabla 2). Por lo tanto, para los dos ensayos posteriores se indujo ruptura de dormancia con tratamiento de frío a 4°C durante 4 semanas.

En cuanto al uso de diferentes concentraciones de hormonas en los medios de cultivo de regeneración, en el ensayo 1, el mayor porcentaje de regeneración de plántulas a partir de meristemas apicales (80 %), se obtuvo

en el medio R2, en comparación con un 40 % de regeneración en el medio R1 (Tabla 2).

En el ensayo 2 luego de 4 semanas en medio de regeneración se observó un 57 % de regeneración en R1 y 61 % en R2. Las plántulas cultivadas en R1 presentaron un promedio de crecimiento de 3.36 ± 1.34 cm y las plántulas sembradas en R2 un promedio de 4.7 ± 1.5 cm. No se observó diferencia estadísticamente significativa en el crecimiento de plántulas a partir de meristemas apicales ($t=1.989$, $p = 0.107$) ni del porcentaje de regeneración (Chi-cuadrado de Pearson = 0.243, $p = 0.622$) entre los medios de cultivo R1 y R2. A pesar de este resultado, las plántulas en R2 presentaron una mejor apariencia, siendo más grandes y robustas. Por lo tanto, en el ensayo 3 se usó el medio de regeneración R2 que tenía la combinación hormonal: $1.1 \mu\text{M NAA} + 8.9 \mu\text{M BAP}$. Con esta combinación se obtuvo un 68 %



Figura 2: Crecimiento de plantas de cebolla chalote en dos medios de cultivo con concentraciones diferentes de sacarosa. Medio embudamiento E5 (MS + 10 μ M ancymidol + 50g.L⁻¹ sacarosa) y E4 (MS + 10 μ M ancymidol + 30g.L⁻¹ sacarosa). Plantas del ensayo 3 luego de 8 semanas de cultivo, a 25 \pm 1 $^{\circ}$ C y un fotoperiodo de 16 horas luz.

de regeneración de plántulas después de 4 semanas de cultivo.

Embulbamiento de plantas de cebolla chalote

En el ensayo 1 se cultivó 43 plantas en medio E0 por 12 semanas pero ninguna de ellas formó bulbos. Al contrario, el 83 % de plantas presentaron señales de envejecimiento y el 16 % restante no presentaron raíces, aunque sí hojas verdes delgadas. Estas plantas no pudieron ser aclimatadas.

En el ensayo 2, luego de doce semanas, en el medio E1 se observó crecimiento en el 68,2 % de plantas, pero solo el 26 % de plantas formaron bulbo y el 33 % desarrollaron raíces. Mientras que en el medio E3 se observó crecimiento en el 34,7 % de plantas, 13 % de plantas formaron bulbo y 8,7 % desarrollaron raíces. Se aclimataron 8 plantas que provenían del medio E1, 3 del medio E2 y 4 del medio E3, de las cuales 4, 1 y 2 plantas respectivamente se aclimataron exitosamente (Tabla 2).

Debido a que el porcentaje de embudamiento obtenido con los medios E0, E1, E2 y E3 no fue alto, en el ensayo 3 se probaron los medios E4 y E5 (Tabla 1). En el medio E4, después de quince semanas de cultivo, sólo el 35 % de plantas crecieron, ninguna presentó bulbo ni raíces y alcanzaron una altura promedio de 4 \pm 0,74 cm. En el medio E5, 65 % de las plantas crecieron, 77 % desarrollaron bulbo, todas presentaron raíces gruesas y bien formadas y alcanzaron una altura promedio de 12,5 \pm 2,5 cm (Figura 2). Se encontró diferencias significativas entre el medio E4 y E5 (Chi-cuadrado de Pearson = 11,691, p = 0,001; Prueba exacta de Fisher, p = 0,0013) para la eficiencia del embudamiento de las plantas de cebolla chalote.

Finalmente, 22 plantas con bulbo y raíces fueron aclimatadas. 50 % de las plantas se aclimataron eficientemente, 32 % de plantas presentaron contaminación por hongos y 18 % se secaron luego de cuatro semanas de haber sido transferidas a tierra en el invernadero (Tabla 2).

Discusión

Para regenerar plantas a partir de meristemas apicales de cebollas chalote, se compararon dos factores importantes: tiempo de exposición al frío para la ruptura de dormancia y la concentración de hormonas en los medios utilizados en cada fase del proceso de regeneración.

En condiciones naturales, la brotación de los bulbos de cebolla chalote ocurre luego de un cierto tiempo después de la cosecha dependiendo del genotipo y las condiciones de almacenamiento, debido a que éstos tienen un periodo de dormancia [26]. Estudios de Benkeblia y colaboradores [27] demostraron que los compuestos fenólicos interfieren indirectamente con el proceso de brotación de bulbos de cebolla y que una baja temperatura (0 $^{\circ}$ C) activa una señal para reducir fenoles, con lo cual se promueve la brotación de bulbos. Adicionalmente, en bulbos de cebolla que no han sido sometidos a un tratamiento de frío no se produce brotación, mientras que a partir de dos semanas de tratamiento de frío la concentración de fenoles disminuye [27]. Por lo tanto, en este estudio se realizó la comparación de dos tiempos de ruptura de dormancia mediante la exposición de los bulbos de cebolla chalote a 4 $^{\circ}$ C durante 2 y 4 semanas. Se observó que 4 semanas de frío promueve un mayor porcentaje de regeneración de plantas a partir de meristemas apicales que con dos semanas de frío, lo que se podría asociar con una mayor reducción de producción de fenoles en los bulbos [27].

En la fase de regeneración de plántulas a partir de meristemas se compararon dos combinaciones de hormonas en los medios R1 y R2. No se observó diferencias significativas en el porcentaje de regeneración de plantas entre los dos medios. Sin embargo, con el medio R2, que tiene una cantidad menor de auxina y mayor de citoquinina, se obtuvo un porcentaje de regeneración mayor (Tabla 2) y las plántulas presentaron un rango de tamaño superior respecto de las plántulas en medio R1 que tienen concentraciones equivalentes de auxinas y citoquininas. En la literatura se reporta que las citoquininas desempeñan un papel fundamental en la estimulación de la regeneración y crecimiento de plantas y por lo tanto se las utiliza en concentraciones mayores que las auxinas, en una relación cercana a 10:1 [15]. Esto es consistente con resultados reportados para la mayoría de especies del género *Allium* [14-19].

En el ensayo 1, un porcentaje mayor a 75 % de plantas sembradas en medio de embudamiento E0 presentaron desecación de hojas, deterioro del sistema radicular y crecimiento lento; es decir, presentaron las características que se atribuyen a la senescencia temprana, seguramente por las condiciones de cultivo a las que estuvieron expuestas las plantas. Generalmente, la senescencia se da en el final del ciclo de vida de plantas cuando alcanzan su madurez debido a variaciones en la expresión génica que detienen el crecimiento e inicia el proceso de muerte celular programada. Sin embargo, la senescencia

Ensayo	Brotación discos basales	Regeneración de plántulas	Crecimiento	Embulbamiento y enraizamiento			Aclimatación			
1	Medio	R1	R1	C	E0			E0		
	2 SF	100 %*	40 %	60 %	17 %			NA		
	4 SF	100 %	76 %	74 %	7 %			NA		
	Medio	R2	R2	C	E0			E0		
	2 SF	100 %	48 %	67 %	25 %			NA		
	4 SF	100 %	80 %	75 %	20 %			NA		
2	Medio	R1	R1	C	E1	E2	E3	E1	E2	E3
	4 SF	100 %	57 %	74 %	70 %	45 %	36 %	33 %	0 %	0 %
	Medio	R2	R2	C	E1	E2	E3	E1	E2	E3
	4 SF	100 %	61 %	78 %	66 %	33 %	33 %	60 %	50 %	66 %
3	Medio	R2	R2	E4	E5			E4		E5
	4 SF	100 %	68 %	35 %	65 %			0 %		50 %

*Los porcentajes presentados en esta tabla representan: #plantas vivas/# plantas sembradas

SF: Semanas de frío

NA: No aclimatado

Tabla 2: Resultados obtenidos en cada fase del cultivo de meristemas de cebolla chalote en los tres ensayos realizados.

temprana acelera todos estos procesos en estadios previos a la madurez [17, 28]. La senescencia temprana se da a través de una cascada de señales en la que interviene la acción de etileno, ácido jasmónico, ácido salicílico y ácido abscísico. Esta señalización se activa por varios factores endógenos de la planta como desbalance en los reguladores de crecimiento y factores exógenos de la planta como radiación solar alta o baja o temperaturas extremas [29]. Finalmente, este proceso genera problemas en el proceso de aclimatación de la planta lo que determina que su crecimiento no sea viable.

En el ensayo 2 con el medio E1, que contiene 50 g.L⁻¹ de sacarosa, se logró un 68 % de crecimiento de las plantas y un 26 % de embulbamiento que es inferior a los reportados en la literatura [14, 17, 23, 30]. Mientras que en los medios E2 y E3 que contienen 70 y 90 g.L⁻¹ de sacarosa respectivamente, menos del 35 % de las plantas sobrevivieron y de las que sobrevivieron el 13 % presentaron bulbo (Tabla 2). Este efecto se puede relacionar a que las plantas pueden absorber y asimilar una cantidad limitada de sacarosa [31-33]. El excedente puede causar estrés osmótico, proceso que se da cuando existe una concentración de solutos en el exterior de la célula mayor al que se encuentra en su interior. Entonces, el agua sale de la célula, aumenta la concentración de solutos en el citoplasma y se genera un efecto plasmolítico [34].

Finalmente, en el ensayo 3 con el medio E5 (MS + 50 g.L⁻¹ de sacarosa + 10uM ancymidol) se observó que el 65 % de plantas crecieron, 77 % desarrollaron bulbo y todas presentaron raíces. Le Guen y colaboradores [14] reportaron que el ancymidol combinado con altas concentraciones de sacarosa estimula el ensanchamiento de la base de las hojas y promueve la rizogénesis como se observó en este ensayo. Este efecto se puede dar porque el ancymidol al ser una antigiberelina heterocíclica bloquea la conversión de ent-kaureno a ácido ent-kaurenoico e inhibe la biosíntesis de GA3 [35].

Por lo tanto, la concentración de carbohidratos en el medio de cultivo y la acción de una antigiberelina son esenciales para el embulbamiento de la cebolla chalote. De acuerdo con los resultados obtenidos en este trabajo, la concentración óptima de sacarosa en el medio de cultivo para el embulbamiento de cebolla chalote es de 50 g.L⁻¹ y es necesaria la adición de 10 uM de ancymidol.

La aclimatación de las plantas del ensayo 2 fue efectiva para el 50 % de plantas provenientes del medio E1, 33 % de plantas del medio E2 y 50 % plantas del medio E3. En el ensayo 3, se aclimató eficientemente el 50 % de plantas que provenían del medio E5. Después de dos meses en tierra, las plantas presentaron hojas verdes más grandes, disco basal más grueso y ensanchamiento del bulbo. La pérdida de plantas en este proceso se debió en un 60 % a la contaminación por hongos y en un 40 % a la desecación. Este resultado se pudo deber a un sistema radicular deficiente y un porcentaje de humedad relativa alto en los primeros días del proceso de aclimatación.

Conclusiones

Como resultado de esta investigación se determinó que 4 semanas de frío es más efectivo que 2 semanas de frío para ruptura de dormancia de bulbos de cebolla chalote. Se observó que el medio R2 (MS + benomyl 1,5 g.L⁻¹ + 30 g.L⁻¹ sacarosa + 1,1 uM NAA + 8,9 uM BAP) fue el más eficiente para la regeneración de plantas a partir de meristemas apicales y que utilizando el medio E5 (MS + 10uM ancymidol + 50 g.L⁻¹ sacarosa + 300 mg.L⁻¹ NaPO₄) se obtuvo el mayor porcentaje de embulbamiento y plantas con raíces que pudieron ser aclimatadas. Los resultados obtenidos de este estudio son la base para realizar estudios futuros en los cuales se pueden aplicar protocolos de mejoramiento de bulbo-semilla y/o limpieza de virus para contribuir a mejorar la producción de la cebolla chalote en el país.

Agradecimientos

Los autores agradecen a la Universidad San Francisco de Quito por el financiamiento para esta investigación a través del programa Small Grants. A Carlos Ruales, por propocionar el material vegetal y por su apoyo a lo largo de la ejecución de este proyecto, a Darío Ramírez por su guía al inicio de esta investigación, a Andrés Torres por sus correcciones y comentarios en la escritura de este manuscrito y a los asistentes del Laboratorio de Biotecnología Vegetal por todo su apoyo.

Referencias Bibliográficas

- [1] Fritsch, R.; Friesen, N. 2002. "Evolution, Domestication and Taxonomy". *Allium Crop Science: Recent Advances*. H.D. Rabinowitch, L. Currah (Eds.) CABI: Osnabrück: 5–30.
- [2] Currah, L.; Proctor, F. 1990. "The genetic base and the cultivars grown in the tropics". *Onions in Tropical Regions. Bulletin 35. Natural Resources Institute, Chatham Maritime: Kent*: 31–52.
- [3] Messiaen, C.; Lot, H.; Delecolle, B. 1994. "Thirty years of France experience in the production of disease-free garlic and shallot mother bulbs". *Acta Horticulturae*, 358:275–279.
- [4] Grubben, G. 1994. "Constraints for shallot, garlic and welsh onion in Indonesia: a case study on the evolution of allium crops in the equatorial tropics". *Acta Horticulturae*, 358:333–339.
- [5] Loebenstein, G.; Lecoq, H. 2012. "Viruses of the Genus Allium in the Mediterranean Region", en: "Advances in virus research". *Thessaloniki*: 164–166.
- [6] Dankert, J.; Tromp, T.; de Vires, H.; Klasen, H. 1979. "Antimicrobial activity of crude juices of Allium ascalonicum, Allium cepa and Allium sativum". *Zentralblatt fur Bakteriologie, Paraxitenkunde, Infection skrankheiten and Hygiene*, 245:229–239.
- [7] Tappayuthpijarn, P.; Dejatiwongse, Q.; Hincheraan, T.; Suriyant, P. 1989. "Effect of Allium ascalonicum on erythrocyte shape in induced hypercholesterolemia rabbits". *Journal of the Medical Association of Thailand*, 72:448–451.
- [8] Rabinowitch, H.; Kamenetsky, R. 2002. "Shallot (Allium cepa, aggregatum group)", en: "Allium Crop Science: Recent Advances". H.D. Rabinowitch, L. Currah (Eds.) CABI: Osnabrück: 409–430.
- [9] Diekmann, M. 1997. "Allium spp.". *FAO/IPGRI Technical Guidelines for the Safe Movement of Germplasm*, (18).
- [10] Fletcher, P.; Fletcher, J.; Lewthwaite, S. 1998. "In vitro elimination of onion yellow dwarf and shallot latent viruses in shallots (Allium cepa var. ascalonicum L.)". *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 26:23–26.
- [11] Walkey, D. 2002. "Virus diseases", en: "Onions and Allied Crops". H. D. Rabinowitch, J. Brewster (eds): Florida: 191–212.
- [12] Grout, B. 1990. "Meristem-tip culture". *Methods Molecular Biology*.
- [13] Abdelnour, A.; Bermudez, L.; Alvarenga, S.; Rivera, C. 2006. "Cultivo de meristemas, termo y quimioterapia en chayote (Sechium, edule Jacq. Sw.) para la erradicación del virus del mosaico del chayote (ChMV)". *Manejo de Plagas y Agroecología*, 77:17–23.
- [14] Le Guen-Le, F.; Hourmant, A.; Esnault, F.; Chauvin, J. 2002. "In vitro Bulb Development in Shallot Effects of Anti-gibberellins, Sucrose and Light". *Annals of Botany*, 89:419–425.
- [15] Kahane, R.; Rancillac, M.; Teysseidier de la Serve, B. 1991. "Long-term multiplication of onion (Allium cepa L.) by cyclic shoot regeneration in vitro". *Plant Cell Tissue and Organ Culture*, 28:281–288.
- [16] Xu, Z.; Um, Y.; Kim, C.; Lu, G.; Guo, D.; Liu, H. 2008. "Effect of plant growth regulators, temperature and sucrose on shoot proliferation from the stem disc of chinese jiaotou (Allium chinense) and in vitro bulblet formation". *Acta Physiol Plant*, 30:521–528.
- [17] Seabrook, J. 1993. "In vitro propagation and bulb formation of garlic". *Canadian Journal of Plant Science*, : 155–158.
- [18] Zheng, S.; Henken, B.; Sofiari, E.; Keizer, P.; Jacobsen, E.; Kik, C.; Krens, F. 1999. "Effect of cytokinins and lines on plant regeneration from long-term callus and suspension cultures of Allium cepa L.". *Euphytica*, 108: 83–90.
- [19] Shakuntala, N.; Gunnar, F.; Tage, E. 1977. "Effects of 6-(3-methyl-2-buten-1-ylamino)-purine and α -naphthaleneacetic acid on root formation and cytology of root tips and callus in tissue cultures of Allium cepa var. proliferum". *Institute of Physiological Botany, Hereditas*, 85:57–62.
- [20] Roca, W.; Beltrán, J. 1984. "Fundamento para la aplicación del cultivo de meristemas en la conservación de germoplasma". *El cultivo de meristemas para la conservación de germoplasma de yuca in vitro, Cali*: 8–10.
- [21] Shibolet, Y.; Gal-On, A.; Koch, M.; Rabinowitch, H.; Salomon, R. 2001. "Molecular characterisation of Onion yellow dwarf virus (OYDV) infecting garlic (Allium sativum L.) in Israel". *Annals of Applied Biology*, 138: 187–195.
- [22] Salomon, R. 1996. "Virus Diseases in Garlic and the propagation of virus free plants", en: "Allium Crop Science: Recent Advances". H.D. Rabinowitch, L. Currah (Eds.) CABI: Osnabrück: 312–324.
- [23] Ramírez, D. 2013. "Regeneración de plántulas de chalote (Allium cepa var. aggregatum) libres de los virus Latente del Chalote y del Enanismo Amarillo de la cebolla por medio de cultivo de meristema apical y quimioterapia". *Universidad San Francisco de Quito, Tesis de Ingeniería: Quito*.

- [24] Murashige, T.; Skoog, F. 1962. "A revised Medium for Rapid Growth and Bio Assays with Tobacco Tissue Cultures". *Physiologia Plantarum*, 15(3):473–497.
- [25] Minitab. 2014. *Minitab Quality Companion. Statistical Software*.
- [26] Bufler, G. 2009. "Exogenous ethylene inhibits sprout growth in onion bulbs". *Annals of Botany*, 103:23–28.
- [27] Benkeblia, N. 2003. "Low Temperature and Breaking of Dormancy Effects on Respiration Rate, Sugars, Phenolics and Peroxidase Activity Changes in Inner Buds of Onion *Allium cepa* L". *Soil and plant science*, 53:16–20.
- [28] Edwards, K.; Humphry, M.; Sanchez-Tamburrino, J. 2012. "Advances in Plant Senescence". *Senescence, T. Nagata (Eds.). Cambridge*: 117–136.
- [29] Jordán, M.; Casaretto, J. 2006. "Hormonas y reguladores del crecimiento: etileno, ácido abscísico, brasinoesteroides, poliaminas, ácido salicílico y ácido jasmónico". *Fisiología Vegetal*: 1–28.
- [30] Mohamed-Yasseen, Y.; Barringer, S.; Splittstoesser, W. 1995. "In vitro bulb production from *Allium* spp.". *In Vitro Cellular and Developmental Biology*, 31:51–52.
- [31] Rademacher, W. 2000. "Growth retardants: effects on gibberellin biosynthesis and other metabolic pathways". *Plant Molecular Biology*, 51:501–531.
- [32] McCallum, J.; Clarke, A.; Pither, M.; Shaw, M.; Butler, R.; Brash, D.; Scheffer, J.; Sims, I.; Brash, D.; Heusden, S.; Shigyo, M.; M., H. 2006. "Genetic mapping of a major gene affecting onion bulb fructan content". *Theory Apply Genetics*, 112:958–967.
- [33] Havey, J.; Galmarini, C. R.; Gökçe, A.; Henson, C. 2004. "QTL affecting soluble carbohydrate concentrations in stored onion bulbs and their association with flavor and health-enhancing attributes". *Genome*, 47:463–468.
- [34] Pérez, J.; Harper, G.; Ramírez, R. 2009. "Teoría celular". *Antología de Biología Celular: México*: 90–93.
- [35] Benkeblia, N.; Ueno, K.; Onodera, S.; Shiomi, N. 2005. "Variation of fructooligosaccharides and their metabolizing enzymes in onion bulb during long-term storage". *Journal of Food Science*, 70:208–213.

Identificación de alelos S asociados con autoincompatibilidad en individuos de capulí (*Prunus serotina* subsp. *capulí*) mediante la amplificación del Intrón I del gen de la S-RNasa

Milton Gordillo¹, José Tobar¹, Venancio Arahana¹ y María de Lourdes Torres^{1*}

¹Laboratorio de Biotecnología Vegetal, Colegio de Ciencias Biológicas y Ambientales, Universidad San Francisco de Quito.
Diego de Robles s/n y Vía Interoceánica, Quito- Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, correo electrónico: ltorres@usfq.edu.ec

Editado por/Edited by: Cesar Zambrano, Ph.D.

Recibido/Received: 2015/03/09. Aceptado/Accepted: 2015/04/13.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Identification of S alleles associated with self-incompatibility in capulí (*Prunus serotina* subsp. *capulí*) samples by amplification of the Intron I of the S-RNasa gene

Abstract

In plants, gametophytic self-incompatibility is a genetic mechanism regulated by the S locus, which has evolved to prevent self-fertilization. In fruit crops, information regarding the allelic composition of the S locus is essential for the establishment of productive orchards, as this allelic composition defines compatible combinations between individuals. The identification and cloning of S-RNase genes in *Prunus* species has allowed the development of molecular techniques for the characterization of S genotypes in wild and less-studied species of the genus. In this study we evaluated 80 individuals of capulí (*Prunus serotina* subsp. *capulí*) collected from 8 provinces of the Ecuadorian highlands to determinate the degree of allelic diversity of the S locus in this species. The molecular characterization of S loci was performed using degenerate primers designed from conserved regions of the S-RNase gene of several *Prunus* species. PCR products were separated on agarose gels, classified based on band size and sequenced. Our results reveal the presence of 11 alleles across sampled individuals. Generally, identified alleles showed a high percentage of identity with S-locus sequences reported for other species of the genus and it can be speculated that these derive from a common ancestor. By contrast, sequences with a lower percentage of identity may have originated independently following the diversification of *Prunus* species. The results obtained in this study should be complemented with field tests to confirm the phenotypic behavior of the capulí individuals analyzed.

Keywords. *Prunus serotina*, self-incompatibility, S-alleles, consensus primers.

Resumen

La autoincompatibilidad gametofítica es un mecanismo genético que ha evolucionado para prevenir la autofecundación en varias familias de plantas; su funcionamiento está regulado por el locus S y ha sido identificado en varias especies del género *Prunus*. El conocimiento de la composición alélica S de individuos y cultivares de especies frutales es esencial para el establecimiento de huertos productivos, mediante la definición de combinaciones entre cultivares compatibles. La identificación y clonación de genes de S-RNasas en especies del género *Prunus* ha permitido el desarrollo de técnicas moleculares para la caracterización de genotipos S en varias especies silvestres y especies poco estudiadas del género. El presente estudio evaluó 80 individuos de capulí (*Prunus serotina* subsp. *capulí*) colectados en 8 provincias de la Sierra ecuatoriana para determinar la diversidad alélica del locus S, utilizando primers degenerados diseñados a partir de regiones conservadas del gen de la S-RNasa de varias especies del género *Prunus*. Los productos de PCR fueron separados en geles de agarosa de acuerdo a su tamaño y los amplicones polimórficos fueron secuenciados. El análisis de las secuencias reportó un total de 11 alelos presentes en la muestra estudiada y además mostró la existencia de similitud con secuencias de distintas especies del género *Prunus*. Se podría especular que las secuencias encontradas en *P. serotina* que presentan un alto porcentaje de identidad con las secuencias reportadas en otras especies del género fueron heredadas a partir de un ancestro común que ya las poseía. Por otro lado, las secuencias con un menor porcentaje de identidad habrían tenido orígenes independientes en las distintas especies. El uso de primers consenso degenerados permitió realizar un screening rápido y eficiente de los individuos de capulí analizados, mediante la asignación de genotipos putativos. Los resultados obtenidos en este estudio deben ser complementados con pruebas en el campo para confirmar el comportamiento fenotípico de los individuos de capulí estudiados.

Palabras Clave. *Prunus serotina*, auto-incompatibilidad, alelos S, primers consenso

Introducción

Las especies frutales de la Familia Rosaceae se caracterizan por presentar autoincompatibilidad gametofítica, un mecanismo controlado genéticamente que permite a los estilos rechazar el polen cuando éste proviene de la misma planta [1]. Este sistema promueve la polinización cruzada y por tanto contribuye a la ampliación de la diversidad genética. La autoincompatibilidad gametofítica vegetal está controlada por un locus multialélico altamente polimórfico, denominado locus S. Este locus abarca 2 genes que se encuentran físicamente próximos en el genoma, fuertemente ligados, y por tanto se los considera como un solo locus. Uno de estos genes codifica para la determinante masculina (una proteína con caja F) y es expresado únicamente en el polen, mientras que el otro codifica para la determinante femenina (una glicoproteína de tipo RNasa conocida como S-RNasa), que expresa selectivamente en los órganos femeninos [2]. Cuando el producto del alelo S expresado en el grano de polen haploide es el mismo que alguno de los productos de los alelos S expresados en el pistilo diploide, el desarrollo del tubo polínico es truncado y por tanto la fertilización de los óvulos no es posible [3, 4].

Varias técnicas tradicionales han sido desarrolladas para determinar el fenotipo S de individuos y cultivares en especies del género *Prunus*; entre ellas: determinación del porcentaje de formación de frutos, y el cálculo del porcentaje de desarrollo del tubo polínico en cruces controlados [7-9]. Adicionalmente, con el hallazgo de que el fenotipo de autoincompatibilidad está determinado por proteínas estilares con actividad ribonucleasa, y que estas proteínas pueden ser separadas utilizando electroforesis basada en el punto isoeléctrico (IEF), varios autores han determinado el fenotipo S en cultivares de distintas especies del género *Prunus* [10, 11]. Actualmente, varios alelos del gen que codifica para la S-RNasa de distintas especies del género *Prunus* han sido secuenciados y analizados [12]. Estos análisis revelaron la presencia de 2 intrones altamente polimórficos (tanto en secuencia como en tamaño) ubicados al interior de la secuencia del gen de la S-RNasa. Además, las secuencias de estos 2 intrones poseen mutaciones específicas para cada alelo S. A partir de estos resultados, se han desarrollado metodologías basadas en PCR para el genotipado. Varios sets de primers se han diseñado a partir de las regiones conservadas del gen de la S-RNasa flanqueantes a estos 2 intrones con el objetivo de determinar la identidad alélica del locus S de cultivares de cerezo [13] y almendro [14]. El mecanismo de incompatibilidad gametofítica desempeña un rol vital en la formación de frutos en especies del género *Prunus* puesto que para obtener buenos rendimientos en el campo, al menos dos cultivares compatibles con tiempos de floración similares deben ser plantados conjuntamente [15].

El capulí, *Prunus serotina* es una especie frutal arbórea originaria de Norteamérica y distribuida a lo largo

del continente americano, desde Canadá hasta el sur de Bolivia. En América del Sur, debido al gran tamaño de su fruto y su agradable sabor, el capulí ocupa un puesto muy importante dentro de la dieta de grupos locales de la región [16, 17]. Se lo suele consumir crudo o en conserva, mientras que el fruto fermentado se utiliza en la elaboración de bebidas alcohólicas [16]. En Ecuador, el capulí está presente a lo largo del callejón interandino, entre los 1800 a 3400 m.s.n.m, desde la provincia del Carchi localizada al norte, hasta la provincia de Loja ubicada al sur. *P. serotina* es una especie que ha sido poco estudiada pero que presenta un gran potencial en el mercado tanto por sus propiedades farmacológicas como por su apetecido fruto [5].

En el caso de *P. serotina* en el territorio ecuatoriano, no se han reportado cultivares establecidos comercialmente, puesto que este frutal ha sido plantado de manera informal en jardines, parcelas familiares y en los bordes de carreteras [16]. Sin embargo, el conocimiento de la identidad alélica del locus S de individuos portadores de características agrícolas interesantes es esencial para el diseño cruces eficientes, el establecimiento de plantaciones productivas de capulí y el desarrollo de programas de mejoramiento genético en esta especie. Este estudio pretende establecer un método eficiente de identificación de alelos S en 80 muestras de *P. serotina* recolectadas en 8 provincias de la Sierra ecuatoriana.

Materiales y Métodos

Material Vegetal

Para la presente investigación se utilizaron muestras de ADN de capulí de estudios previos realizados en el Laboratorio de Biotecnología Vegetal de la Universidad San Francisco de Quito [5, 6]. Se escogió un total de 80 muestras correspondientes a distintos individuos de *P. serotina* subs. *capuli* distribuidos en 8 provincias de la Sierra ecuatoriana: Carchi, Imbabura, Pichincha, Cotopaxi, Chimborazo, Tungurahua, Azuay y Cañar. En la Tabla 1 se indica los códigos utilizados para las muestras empleadas en esta investigación.

Amplificación del Intrón I del gen de la S-RNasa mediante PCR y electroforesis en geles de agarosa

El ADN de las 80 muestras fue amplificado mediante la técnica de PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa) utilizando un par de primers diseñado a partir de regiones conservadas flanqueantes al Intrón I del gen de la S-RNasa; este Intrón se caracteriza por ser una región altamente polimórfica tanto en tamaño como en secuencia [15]. El "primer forward" PaConsI-F fue diseñado por Sonneveld a partir de la región péptido señal de varias S-RNasas de cerezo [13]. El "primer reverse" EM-PC1consRD fue diseñado por Ortega *et al.* a partir de la región conservada C1 de 22 secuencias publicadas de S-RNasas de varias especies del género *Prunus*, entre ellas *P. avium*, *P. dulcis*, *P. mume*, *P. salicina* y *P. cerasifera* [15]. La concentración de los reactivos usados

Provincia	Código Provincia	Número* de Individuo
Carchi	CAR	003, 004, 005, 006, 007, 008, 009, 010, 011, 012
Imbabura	IMB	003, 004, 006, 007, 008, 009, 010, 011, 014, 015
Pichincha	PIC	002, 003, 007, 010, 012, 014, 016, 018, 019, 023
Cotopaxi	X	001, 003, 008, 009, 012, 013, 014, 015, 017, 019
Tungurahua	T	004, 005, 006, 012, 013, 020, 022, 024, 030, 034
Chimborazo	H	001, 006, 013, 014, 016, 018, 023, 025, 031, 035
Azuay	AZU	001, 002, 005, 010, 011, 015, 021, 022, 027, 029
Cañar	CAN	001, 003, 007, 009, 011, 014, 017, 021, 022, 024

* Número: indica el número de individuo recolectado en esa provincia [5, 6].

Tabla 1: Códigos de las muestras de capulí analizadas.

en la reacción de PCR fue la siguiente: MgCl₂ 2.5 mM, Buffer de PCR 1X, BSA 0.1 mg/ul, dNTPs 0.2 mM, 0.3 uM de cada primer, Taq-Polimerasa InvitrogenTM 0.5 U, DNA 20 ng. El volumen final de cada reacción fue de 20 ul. La reacción de amplificación se efectuó en un termociclador marca Biometra T-Personal y el programa de ciclado consistió de una denaturación inicial del ADN a 94°C por 2 minutos, seguido por 35 ciclos de denaturación a 94°C durante 10 segundos, una temperatura de annealing de 58°C durante 2 minutos y una extensión a 68 °C por 2 minutos, con un incremento de 10 segundos por ciclo en el paso de extensión, a partir del décimo ciclo [15].

Los productos de PCR fueron separados mediante electroforesis en geles de agarosa al 3 %, corridos por 4 horas a 40 voltios. Los geles fueron fotografiados con el Foto-documentador Gel Doc XR (BIORAD). El tamaño en pares de bases (pb) de cada amplicón se determinó mediante regresiones logarítmicas en relación al ladder 100 pb (Invitrogen).

Análisis de datos e identificación de secuencias

Debido a la condición tetraploide de *P. serotina*, el número máximo de bandas polimórficas posibles para un individuo es de cuatro. Para poder diferenciar las bandas polimórficas amplificadas en un mismo individuo se optó por usar la nomenclatura A, B, C, D, siendo A la banda de mayor tamaño en pares de bases (Tabla 2). Los productos de PCR fueron enviados a Funcional Biosciences, Inc. (Madison EE.UU.), donde fueron limpiados utilizando el protocolo de Exo/Sap (Affymetrix, Inc.) y secuenciados en ambas direcciones con un secuenciador de ADN ABI 3730xl (Applied Biosciences). Con la secuencia consenso de cada alelo, se realizó una búsqueda BLAST (Basic Local Alignment Search Tool) en la base de datos del GenBank. El tipo de algoritmo seleccionado fue Megablast, con la finalidad de determinar la identidad de los alelos S en base a la secuencia de nucleótidos obtenida para el Intrón I del gen de la S-RNasa. De los resultados obtenidos al realizar el BLAST para cada secuencia, se tomó como alelo putativo a aquel que presentó el mayor puntaje otorgado por el algoritmo.

Resultados

Muestras amplificadas, alelos encontrados y selección de bandas para secuenciamiento

Del total de muestras analizadas (80), 75 amplificaron al menos una banda para la región analizada. El número total de bandas amplificadas en las 75 muestras fue de 122. El tamaño de las bandas amplificadas fluctuó entre los 310 y 1155 pares de bases. Se encontró un total de 10 alelos (nombrados como I-X), esto corresponde a un total de 10 bandas polimórficas clasificadas diferencialmente en cuanto a tamaño en pares de bases. La Tabla 2 presenta un resumen con el rango en pb establecido para cada alelo, el número de bandas amplificadas para cada alelo y las bandas seleccionadas para secuenciamiento. El número total de bandas seleccionadas para secuenciamiento fue de 15, número que abarca a los 10 alelos encontrados en la muestra analizada.

Análisis de las secuencias y resultados de búsqueda mediante BLAST

La lectura del secuenciador fue legible para 13 de las 15 bandas secuenciadas. Las 13 secuencias analizadas coinciden con alelos S reportados en diferentes especies del género *Prunus*; entre ellas: *P. webbii* (wild almond), *P. avium* (cerezo dulce), *P. dulcis* (almendro), *P. armeniaca* (albaricoque), *P. tenella* (dwarf russian almond), *P. salicina* (ciruelo chino), *P. persica* (durazno), *P. fenzliana*, *P. cerasifera* (ciruelo mirabolano), *P. amygdalus* (almendro) y *P. mume* (ciruelo chino). El porcentaje de identidad con las secuencias encontradas oscila entre 83

Alelo	Tamaño (pb)	No. bandas amplificadas	Bandas seleccionadas para secuenciación
I	(1155-1117)	12	H025A, CAR012A*
II	(447-442)	8	AZU015A
III	(426-420)	16	CAN011A
IV	(401-398)	13	CAN022A, PIC019A
V	(389-386)	20	CAR007A
VI	(380-377)	12	IMB011A, CAR011A
VII	(365-361)	21	CAN009A, IMB011B
VIII	(358-355)	8	H014A
IX	(349-344)	11	CAN009B, CAN022B
X	310	1	CAR011B
Total		122	15

*La letra indica la banda seleccionada dentro del grupo de bandas amplificadas en un mismo individuo.

Tabla 2: Alelos, tamaño de bandas (pb), número de bandas amplificadas y bandas seleccionadas para secuenciamiento.

Alelos	Tamaño (pb)	Resultados BLAST					Accesión
		Match	Query Cover	Identidad	Puntaje	Sequence ID	
CAR012A (I)	1100	Secuencia ilegible					
H025A (I)	1100	Secuencia ilegible					
AZU015A (II)	445	<i>Prunus webbii</i> S5	100 %	83 %	385	EU294326.1	<i>Prunus webbii</i> S5-RNase gene partial cds.
CAN011A (III)	410	<i>Prunus dulcis</i> S23 Cultivar Ramillete	97 %	90 %	420	FN429354.1	<i>Prunus dulcis</i> partial s-RNase gene for S-ribonuclease allele S23 cultivar Ramillete exons 1-3.
PIC019A (IV)	402	<i>Prunus armeniaca</i> S52	100 %	85 %	396	KF951503.1	<i>Prunus armeniaca</i> S locus S-RNase 52 (S-RNase) gene complete cds.
CAN022A (IV)	402	<i>Prunus armeniaca</i> S52	100 %	85 %	396	KF951503.1	<i>Prunus armeniaca</i> S locus S-RNase 52 (S-RNase) gene complete cds.
CAR007A (V)	387	<i>Prunus dulcis</i> S7	100 %	97 %	656	KC800707.1	<i>Prunus dulcis</i> genotype 23.5-16 S7-RNase gene exons 1 2 and partial cds.
IMB011A (VI) *	382	<i>Prunus salicina</i> Sj	93 %	92 %	496	AB093132.1	<i>Prunus salicina</i> gene for Sj-RNase partial cds.
CAR011A (VI) *	382	<i>Prunus webbii</i> S10	100 %	88 %	448	EU294324.1	<i>Prunus webbii</i> S10-RNase gene partial cds.
IMB011B (VII)	363	<i>Prunus webbii</i> S3	100 %	93 %	525	EU294325.1	<i>Prunus webbii</i> S3-RNase gene partial cds.
CAN009A (VII)	363	<i>Prunus webbii</i> S3	100 %	93 %	525	EU294325.1	<i>Prunus webbii</i> S3-RNase gene partial cds.
H014A (VIII)	358	<i>Prunus dulcis</i> S6	100 %	96 %	577	HQ622705.1	<i>Prunus dulcis</i> ribonuclease S6 precursor (s-RNase) gene s-RNase-S6 allele exons 1 through 3 and part cds.
CAN009B (IX)	353	<i>Prunus avium</i> Cult. Aydın S10	100 %	85 %	353	JQ280519.1	<i>Prunus avium</i> cultivar Aydın Siyahi S10-ribonuclease (S-RNase) gene S-RNase-S10 allele partial cds.
CAN022B (IX)	353	<i>Prunus avium</i> Cult. Aydın S10	100 %	85 %	359	JQ280519.1	<i>Prunus avium</i> cultivar Aydın Siyahi S10-ribonuclease (S-RNase) gene S-RNase-S10 allele partial cds.
CAR011B (X)	320	<i>Prunus amygdalus nairica</i> S9	100 %	92 %	453	HM003180.1	<i>Amygdalus nairica</i> ribonuclease S9 (S-RNase) gene partial sequence.

*De acuerdo al tamaño calculado (382 pb) tanto IMB011A como CAR011A representan al mismo alelo (VI), sin embargo, las secuencias obtenidas para ambos fragmentos son diferentes. Por consiguiente, a este grupo alélico no se le puede asignar un alelo putativo.

Tabla 3: Resultados del BLAST realizado con las secuencias consensus obtenidas para cada uno de los alelos. La secuencia que reporta mayor puntaje de acuerdo al algoritmo de búsqueda utilizado, es considerada como el alelo putativo de la secuencia analizada. El tamaño presentado en esta tabla es el tamaño del fragmento secuenciado.

y 98 % mientras que el Query Cover de las secuencias oscila entre 93 y 100 %. La Tabla 3 presenta el resultado de los coincidencias más relevantes encontrados para cada secuencia y asigna como alelo putativo a aquella secuencia del GenBank que presentó mayor puntaje de acuerdo al algoritmo del BLAST. Las secuencias de las bandas IMB011A y CAR011A, correspondientes al alelo VI, a pesar de tener un tamaño igual reportado por el secuenciador (382pb), presentaron una secuencia distinta. Esto se pudo apreciar luego de analizar los coincidencias asignados por el BLAST: Sj *P. salicina* para IMB011A, y S10 *P. webbii* para CAR011A. Adicionalmente, un posterior alineamiento de ambas secuencias utilizando el algoritmo CLUSTAL W en el software MEGA 5.1 mostró la discrepancia entre estas secuencias: mutaciones de tipo SNP, inserciones y deleciones (datos no mostrados). En consecuencia, a pesar de haber encontrado 10 bandas polimórficas, el total de alelos presentes en los individuos de capulí analizados fue de 11.

Para el caso de las bandas correspondientes al alelo I (CAR012A y H025A), cuya secuencia fue ilegible para el secuenciador y por tanto no pudieron ser analizadas

mediante la búsqueda BLAST, su tamaño fue relacionado con las bandas de 1100 pb reportadas por Ortega et al. para el alelo S14 de *P. dulcis* [15].

Genotipos putativos asignados

La Tabla 4 presenta un resumen de todos los genotipos putativos encontrados en la muestra analizada, así como el genotipo correspondiente a cada individuo de acuerdo a los resultados obtenidos en el BLAST. El alelo putativo (Sj *P. salicina*/S10 *P. webbii*) hace referencia a las bandas correspondientes al alelo VI como se describió anteriormente. Se encontró un total de 35 genotipos únicos en el total de individuos analizados.

Discusiones

Amplificación con primers consenso degenerados

No existen reportes previos de detección de alelos S en *P. serotina* mediante la técnica de PCR. Este es el primer estudio que correlaciona alelos de S-RNasas reportadas en otras especies del género *Prunus* con secuencias del Intrón I del gen de la S-RNasa encontradas en

No	Genotipos encontrados	Muestras
1	(Sj <i>P*. salicina</i> /S10 <i>P. webbii</i>)	IMB006, IMB008, C001
2	(Sj <i>P. salicina</i> /S10 <i>P. webbii</i>), S10 <i>P. avium</i>	C009
3	(Sj <i>P. salicina</i> /S10 <i>P. webbii</i>), S3 <i>P. webbii</i>	IMB011, C015
4	(Sj <i>P. salicina</i> /S10 <i>P. webbii</i>), S9 <i>P. amygdalus</i>	CAR011
5	S10 <i>P. avium</i>	C013
6	S14 <i>P. dulcis</i>	CAR012, C012, H025, H035
7	S14 <i>P. dulcis</i> , (Sj <i>P. salicina</i> /S10 <i>P. webbii</i>)	CAR003, IMB010
8	S14 <i>P. dulcis</i> , S23 <i>P. dulcis</i>	CAN001, H016
9	S14 <i>P. dulcis</i> , S3 <i>P. webbii</i>	H013
10	S14 <i>P. dulcis</i> , S52 <i>P. armeniaca</i>	IMB003, IMB007
11	S14 <i>P. dulcis</i> , S6 <i>P. dulcis</i>	PIC018
12	S23 <i>P. dulcis</i>	PIC002, CAN011, H031
13	S23 <i>P. dulcis</i> , (Sj <i>P. salicina</i> /S10 <i>P. webbii</i>), S10 <i>P. avium</i>	C003
14	S23 <i>P. dulcis</i> , (Sj <i>P. salicina</i> /S10 <i>P. webbii</i>), S3 <i>P. webbii</i>	IMB014
15	S23 <i>P. dulcis</i> , S3 <i>P. webbii</i>	CAN017, T034
16	S23 <i>P. dulcis</i> , S6 <i>P. dulcis</i>	PIC010, PIC016
17	S23 <i>P. dulcis</i> , S6 <i>P. dulcis</i> , S10 <i>P. avium</i>	PIC007
18	S23 <i>P. dulcis</i> , S7 <i>P. dulcis</i>	CAR006, AZU001, H023
19	S23 <i>P. dulcis</i> , S7 <i>P. dulcis</i> , (Sj <i>P. salicina</i> /S10 <i>P. webbii</i>)	CAR009
20	S3 <i>P. webbii</i>	CAN007, CAN021, C017, C019, H001, H018, T012, T024
21	S3 <i>P. webbii</i> , S10 <i>P. avium</i>	CAN009, CAN024, C014
22	S5 <i>P. webbii</i>	CAR004, CAR010, AZU015
23	S5 <i>P. webbii</i> , S52 <i>P. armeniaca</i>	AZU010
24	S5 <i>P. webbii</i> , S52 <i>P. armeniaca</i> , S3 <i>P. webbii</i>	IMB009
25	S5 <i>P. webbii</i> , S7 <i>P. dulcis</i>	AZU005, AZU027, AZU029
26	S52 <i>P. armeniaca</i>	PIC014, PIC019, AZU022
27	S52 <i>P. armeniaca</i> , S10 <i>P. avium</i>	CAN003, CAN022
28	S52 <i>P. armeniaca</i> , S3 <i>P. webbii</i>	IMB015
29	S52 <i>P. armeniaca</i> , S6 <i>P. dulcis</i>	PIC003
30	S52 <i>P. armeniaca</i> , S7 <i>P. dulcis</i>	AZU002, AZU021
31	S6 <i>P. dulcis</i>	PIC023, H014
32	S7 <i>P. dulcis</i>	CAR005, CAR007, CAR008, T005, T020, T030
33	S7 <i>P. dulcis</i> , S10 <i>P. avium</i>	T013, T022
34	S7 <i>P. dulcis</i> , S3 <i>P. webbii</i>	H006, T004
35	S7 <i>P. dulcis</i> , S6 <i>P. dulcis</i>	AZU011

*P: Prunus

Tabla 4: Genotipos putativos encontrados en las muestras de capulí analizadas.

individuos de *P. serotina*. La amplificación de 122 bandas en 75 de las 80 muestras de *P. serotina* analizadas confirma el adecuado funcionamiento del par de primers PaConsI-F /EM-PC1consRD entre las especies del género *Prunus*. Esta situación puede deberse a los orígenes evolutivos comunes de los alelos S en las especies de este género [18].

Este par de primers igualmente ha sido empleado exitosamente en la genotipificación de cultivares de almendro (*Prunus dulcis*) [19], individuos silvestres de almendro, y otras especies del género *Prunus* [20]. Los resultados obtenidos en esta investigación complementan la información obtenida para el Intrón I del gen de la S-Rnasa del género *Prunus*. El tamaño de los amplicones obtenidos utilizando el par de primers PaConsI-F /EM-PC1consRD en este estudio, oscila entre 310 pb y 1155 pb, donde la mayoría de los alelos se encontraron entre los 340 y 440 pb. Rahemi et al. [20] reportan para especies silvestres de almendro amplicones que oscilan entre los 196 y 1148 pb, la mayoría encontrados entre los 200 y 400 pb. Por otra parte, Ortega et al. et al., [19], reportan para cultivares de *P. dulcis* tamaños de amplicones que oscilan entre los 122 y 1064 pb, la mayoría de ellos

entre 122 y 346 pb. En este mismo estudio, se reportan adicionalmente dos amplicones de gran tamaño: uno de 799 pb para el alelo S1 y otro de 1064 pb para el alelo S14.

En este estudio se encontraron 11 alelos para el Intrón 1 del gen de la S-RNasa, este número es menor al reportado en otros estudios. De Cuyper et al. [21] analizan 65 accesiones de cerezo silvestre colectadas en Bélgica y reportan 17 alelos empleando el mismo set de primers. Por otro lado, Rahemi et al. [20] reportan un total de 23 alelos encontrados en 96 accesiones de almendro silvestre y otras especies silvestres del género *Prunus*. Esta menor cantidad de alelos encontrados en la muestra analizada puede estar relacionada con los resultados de moderada diversidad genética encontrados para individuos de *P. serotina* en la Sierra ecuatoriana [5, 6] en comparación con el nivel de variabilidad genética observado para *P. serotina* en su centro de origen (América del Norte) [22].

Similitudes con intrones de S-RNasas de otras especies del género *Prunus*

Los resultados de la búsqueda en el GenBank realizada con el BLAST para las 13 secuencias analizadas muestra similitudes con S-RNasas exclusivamente del género *Prunus*, entre ellas: *P. webbii*, *P. avium*, *P. dulcis*, *P. armeniaca*, *P. tenella*, *P. salicina*, *P. fenzliana*, *P. persica*, *P. cerasifera*, *P. amygdalus* y *P. mume*. Aquellas secuencias que presentan el mayor porcentaje de identidad con secuencias reportadas en el GenBank son: CAR007A (97 %) con el alelo S7 de *P. dulcis* reportado por Halász et al. [23], H014A (96 %) con el alelo S6 de *P. dulcis* reportado por Ortega et al., [19]. A continuación se encuentran IMB011B y CAN009A con un 93 % de identidad compartida con el alelo S3 de *P. webbii* reportado por Banovic et al., [24]. Finalmente se encuentra CAR011B, alelo que comparte un 92 % de identidad con la secuencia del alelo S9 de *P. amygdalus* reportado por Rahemi et al. [20]. De acuerdo con los hallazgos reportados por Ortega et al. [19], al comparar sus secuencias obtenidas con la base de datos del European Bioinformatics Institute (EBI), muchas de ellas presentaban elevada homología interespecífica con varias especies del género *Prunus*. En muchos casos las identidades superaban el 97 %. La secuencia del alelo S11 encontrado en su estudio sorprendentemente presentó una identidad del 100 % con la secuencia del alelo S1 reportado por Sonneveld et al., [25] para *P. avium* (cerezo). Adicionalmente la secuencia del alelo S6 de *P. dulcis* fue 98 % idéntica a la secuencia MSRN-2 reportada por Yaegaki et al. [26] para *P. mume*, y la secuencia del alelo S13 de *P. dulcis* fue 97.5 % idéntica a la reportada como alelo Sd en *P. salicina*, reportada por Beppu et al., [27]. Además, al comparar las secuencias encontradas en *P. dulcis* con las encontradas en otras especies del género *Prunus*, Ortega et al. [19] encontraron que en algunos casos las similitudes interespecíficas de las secuencias analizadas eran mucho más altas que las similitudes intraespecíficas; lo que podría sugerir que la divergencia de los alelos S antecedió a la especiación dentro de la familia Rosaceae. El mismo caso está reportado por Iøerger et al. [28] para la familia Solanaceae.

Conclusiones

El presente estudio comprobó la funcionalidad de los primers PaConsI-F/EM-PC1consRD para amplificar el Intrón I del gen de la S-RNasa en la especie *P. serotina* subsp. *capuli*. Los resultados obtenidos al utilizar el set de primers PaConsI-F/EM-PC1consRD para amplificar ADN de *P. serotina* indican que existen polimorfismos tanto de tamaño como de secuencia dentro de la región amplificada. El análisis de las secuencias mediante la búsqueda en el BLAST reporta identidades únicamente con secuencias provenientes de S-RNasas del género *Prunus*. Las secuencias obtenidas en este estudio permitieron identificar 11 alelos putativos para el Intrón I del gen de la S-RNasa presentes en los individuos de *P. serotina* analizados. Podría ser que las secuencias encon-

tradas en *P. serotina* que presentan un alto porcentaje de identidad con las secuencias reportadas en otras especies del género fueron heredadas a partir de un ancestro común que ya las poseía, mientras que, las secuencias que presentan un menor porcentaje de identidad con las reportadas en las bases de datos habrían evolucionado de manera independiente en *P. serotina*.

Agradecimientos

Esta investigación fue financiada por la IFS, International Foundation For Science (Suecia), y por la Universidad San Francisco de Quito USFQ (Ecuador) (Chancellor Grant). Agradecemos a Juan José Guadalupe, Damaris Intriago, Viviana Jaramillo y Estefanía Rojas por su apoyo y contribuciones durante la ejecución de este proyecto. A Andrés Torres por sus comentarios y aportes a este manuscrito.

Referencias Bibliográficas

- [1] De Nettancourt, D. 2001. "Incompatibility and and Incongruity in Wild and Cultivated Plants". Springer-Verlar, Berlin, : 322.
- [2] Newbigin, E.; Anderson, A.; Clarke, A. 1993. "Gametophytic self-incompatibility systems". *The Plant Cell*, 5:1315-1324.
- [3] Haring, V.; Gray, J.; McClure, B.; Anderson, M.; Clarke, A. 1990. "Self-incompatibility: a self-recognition system in plants". *Science*, 250:937-941.
- [4] Kao, T.; McCubbin, A. 1996. "How flowering plants discriminate between self and non-self pollen to prevent inbreeding". *Proceedings of the National Academy of Sciences USA*, 93:12059-12065.
- [5] Intriago, D. 2013. "Análisis de la diversidad genética del capulí (*Prunus serotina* subsp. *capuli*) en la región interandina del Ecuador mediante marcadores microsatélites". *Universidad San Francisco de Quito, Tesis de Pregrado: Quito-Ecuador*.
- [6] Guadalupe, J. 2013. "Estudio preliminar de la diversidad genética del capulí en cinco provincias de la región andina del Ecuador". *Universidad San Francisco de Quito, Tesis de Pregrado: Quito-Ecuador*.
- [7] Crane, M.; Brown, A. 1937. "Incompatibility and sterility in the sweet cherry, *Prunus avium*". *J Pomol Hort Sci*, 15:86-116.
- [8] Crossa-Raynaud, P.; Grasselly, C. 1985. "Existence de groupes d'interste'rilité' chez l'amandier". *Options Me'diterrane'ennes. Serie E' tudes*, 1:43-45.
- [9] Kester, D.; Gradziel, T.; Micke, W. 1994. "Identifying pollen incompatibility groups in California almond cultivars". *Journals of the American Society for Horticultural Science*, 119:106-109.
- [10] Boskovic, R.; Tobutt, K.; Battle, I.; Duval, H. 1997. "Correlation of ribonuclease zymograms and incompatibility genotypes in almond". *Euphytica*, 97:167-176.

- [11] Boskovic, R.; Tobutt, K. 2001. "Genotyping cherry cultivars assigned to incompatibility groups, by analysing stylar ribonucleases". *Theor Appl Genet*, 103:475–485.
- [12] Ushijima, K.; Sassa, H.; Tao, R.; Yamane, H.; Dandekar, A.; Gradziel, T.; Hirano, H. 1998. "Cloning and characterization of cDNAs encoding S-RNases from almond (*Prunus dulcis*): primary structural features and sequence diversity of the S-RNases in Rosaceae". *Molecular Genetics*, 260:261–268.
- [13] Sonneveld, T.; Tobutt, K. 2003. "Allele-specific PCR detection of sweet cherry self-incompatibility (S) alleles S1 to S16 using consensus and allele-specific primers". *Theoretical and Applied Genetics*, 107(6):1059–1070.
- [14] Tamura, M.; Ushijima, K.; Sassa, H.; Hirano, H.; Tao, R.; Gradziel, T.; Dandekar, A. 2000. "Identification of self-incompatibility genotypes of almond by allele-specific PCR analysis". *Theoretical and Applied Genetics*, 101(3):344–349.
- [15] Ortega, E.; Sutherland, B.; Dicenta, F.; Boskovic, R.; Tobutt, K. 2005. "Determination of incompatibility genotypes in almond using first and second intron consensus primers: detection of new S alleles and correction of reported S genotypes". *Plant Breeding*, 124(2):188–196.
- [16] Popenoe, W.; Pachano, A. 1922. "The Capulín Cherry". *Journal of Heredity*, 13:50–62.
- [17] Mille, L. 1942. "El Capulí". *FLORA-Instituto de Ciencias Naturales del Ecuador*, 2:50–51.
- [18] Wu, J.; Gu, C.; Khan, M.; Gao, Y.; Wang, C.; Zhang, S. 2013. "Molecular Determinants and Mechanisms of Gametophytic Self-Incompatibility in Fruit Trees of Rosaceae". *Critical Reviews in Plant Sciences*, 32(1):53–68.
- [19] Ortega, E.; Bosković, R.; Sargent, D.; Tobutt, K. 2006. "Analysis of S-RNase alleles of almond (*Prunus dulcis*): characterization of new sequences, resolution of synonyms and evidence of intragenic". *Molecular Genetics and Genomics: MGG*, 276(5):413–426.
- [20] Rahemi, A.; Fatahi, R.; Ebadi, A.; Taghavi, T.; Hassani, D.; Gradziel, T.; Chaparro, J. 2010. "Genetic variation of S-alleles in wild almonds and their related *Prunus* species". *Australian Journal of Crop Science*. Retrieved from <http://www.highbeam.com/doc/1P3-2243615241.html>.
- [21] De Cuyper, B.; Sonneveld, T.; Tobutt, K. 2005. "Determining self-incompatibility genotypes in Belgian wild cherries". *Molecular Ecology*, 14(4):945–955.
- [22] Downey, S.; Iezzoni, A. 2000. "Polymorphic DNA Markers in Black Cherry (*Prunus serotina*) Are Identified Using Sequences from Sweet Cherry, Peach, and Sour Cherry". *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 125(1):76–80.
- [23] Halász, J.; Fodor, A.; Hegedűs, A.; Pedryc, A. 2008. "Identification of a new self-incompatibility allele (S31) in a Hungarian almond cultivar and its reliable detection". *Scientia Horticulturae*, 116(4):448–451.
- [24] Banović, B.; Survanovsky, N.; Konstantinovic, M.; Maksimovic, V. 2007. "Basic RNases of wild almond (*Prunus webbii*): cloning and characterization of six new S-RNase and one non-S RNase genes". *Journal of Plant Physiology*, 166(4):395–402.
- [25] Sonneveld, T.; Robbins, T.; Boskovic, R.; Tobutt, K. 2001. "Cloning of six cherry self-incompatibility alleles and development of allele-specific PCR detection". *Theoretical and Applied Genetics*, 102:1046–1055.
- [26] Yaegaki, H.; Shimada, T.; Moriguchi, T.; Hayama, H.; Haji, T.; Yamaguchi, M. 2001. "Molecular characterization of S-RNase genes and S-genotypes in the Japanese apricot (*Prunus mume*)". *Sexual Plant Reproduction*, 13(5):251–257.
- [27] Beppu, K.; Yamane, H.; Yaegaki, H.; Yamaguchi, M.; Kataoka, I. 2002. "Diversity of S-RNase genes and S-haplotypes in Japanese plum (*Prunus salicina* Lindl.)". *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 77:658–665.
- [28] Ioerger, T.; Clark, A.; Kao, T. 1990. "Polymorphism at the self-incompatibility locus in Solanaceae predates speciation". *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 87(24):9732–9735.

Parasitismo de *Riggia* sp. (Isopoda: Cymothoidae) en dos especies de peces *Chaetostoma* sp. y *Rhamdia quelen* del suroriente del Ecuador

Fernando Anaguano-Yancha^{1*} y Jorge Brito M.²

¹Fundación Naturaleza Kakaram, Santa Rosa 158 BL B Dep 2, Casilla Postal 17-07-9920, Quito, Ecuador.

²Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Instituto Nacional de Biodiversidad, Calle Rumipamba 341 y Av. de Los Shyris. Casilla Postal 17-07-8976, Quito, Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, correo electrónico: fernando_anaguano@hotmail.com

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, PhD(c)

Recibido/Received: 2015/03/11. Aceptado/Accepted: 2015/05/07.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Parasitism by *Riggia* sp. (Isopoda: Cymothoidae) on two species of fish *Chaetostoma* sp. and *Rhamdia quelen* from southeastern Ecuador

Abstract

We report two cases of parasitism by *Riggia* Szidat 1948 on freshwater fish of the genera *Chaetostoma* and *Rhamdia* from two rivers on the Upper Amazon of Ecuador, in the ichthyogeographic areas of Alto Pastaza and Upano-Zamora. *Riggia* sp. was in both cases inside the abdominal cavity, forming large capsules between the peritoneum and pericardium.

Keywords. *Riggia*, Cymothoidae, Isopoda, *Chaetostoma*, Loricariidae, *Rhamdia quelen*, Heptapteridae, Siluriformes, freshwater fishes, parasitism, Amazonia, Pastaza, Morona-Santiago, Ecuador.

Resumen

Reportamos dos casos de parasitismo del isópodo *Riggia* Szidat 1948 en peces de los géneros *Chaetostoma* y *Rhamdia* provenientes de dos ríos de la alta Amazonía de Ecuador, en las zonas ictiogeográficas Alto Pastaza y Upano-Zamora. *Riggia* sp. se alojó en ambos casos dentro de la cavidad abdominal, formando un cápsula grande entre el peritoneo y el pericardio.

Palabras Clave. *Riggia*, Cymothoidae, Isopoda, *Chaetostoma*, Loricariidae, *Rhamdia quelen*, Heptapteridae, Siluriformes, peces dulceacuícolas, Amazonía, Pastaza, Morona-Santiago, Ecuador.

De las 95 familias de Isopoda, Bopyridae, Cryptoniscidae, Cymothoidae, Dajidae, Entoniscidae, Gnathiidae y Tridentellidae parasitan peces [1]. En América del Sur al menos 12 géneros de isópodos, en su mayoría de la familia Cymothoidae, parasitan peces dulceacuícolas [2]. Cymothoidae son isópodos ectoparásitos con el cuerpo dorso-ventralmente aplanado que usan sus 7 pares de patas para adherirse a la piel, agallas o alojarse en la cavidad branquial, bucal, abdominal o debajo de las escamas de los peces hospederos, donde forman cápsulas [3-6]. La mayor diversidad de Cymothoidae se distribuye en América del Sur, con 27 especies y nueve géneros reconocidos [7]. Szidat [8] describió el género *Riggia* en base a especímenes de *R. paranensis* encontrados en la cavidad corporal de *Cyphocarax platana* del río Paraná, distinguiéndolo del género *Artystone* Schioedte 1866 por el pleon y pleotelson fusionados en una sola unidad en hembras adultas. En la actualidad, *Riggia* in-

cluye cinco especies [9] y ha sido reportado en la cuenca del río Paraná en Brasil y en la cuenca del río Meta en Colombia (Tabla 1). En la presente nota damos a conocer el primer caso de parasitismo de *Riggia* sp. en peces de agua dulce de Ecuador, provenientes de la región amazónica del país.

Los peces hospederos fueron obtenidos mediante colecciones de oportunidad, con una atarraya de 20 libras con ojo de malla de 20 mm, sacrificados con benzocaína al 10 % y fijados en formol al 10 %. Posteriormente, se identificaron las muestras y sus isópodos fueron removidos y fijados en etanol al 75 %. La colecta, fijación y montaje de los parásitos se basó en Eiras et al. [23]. Las medidas fueron tomadas con un calibrador digital Buffalo Tools (± 0.01 mm), y el peso con una balanza analítica Fisher Scientific (± 0.001 gr). Los especímenes de *Riggia* sp., se encuentran depositados en la colección

ISSN 1390-5384



Especie	Pez hospedero	País	Referencia
<i>Riggia paranensis</i> Szidat, 1948	<i>Cyphocharax platana</i>	Brasil	[8-15]
	<i>Cyphocharax gilbert</i>	Brasil	[8-15]
<i>Riggia nana</i> Szidat y Schubart, 1960	<i>Leoporellus vittatus</i>	Brasil	[8, 15-18]
	<i>Leoporinus striatus</i>	Brasil	[8, 15-18]
	<i>Schizodon nasutus</i>	Brasil	[8, 15-18]
<i>Riggia brasiliensis</i> Szidat y Schubart, 1960	<i>Leporinus copelandii</i>	Brasil	[8, 18-20]
	<i>Leporinus octofasciatus</i>	Brasil	[8, 18-20]
	<i>Leporellus vittatus</i>	Brasil	[8, 18-20]
	<i>Schizodon nasutus</i>	Brasil	[8, 18-20]
<i>Riggia acuticaudata</i> Thatcher, Lopes y Froehlich, 2002	<i>Ancistrus</i> sp.	Brasil	[15, 21]
<i>Riggia cryptocularis</i> Thatcher, Lopes, y Froehlich, 2003	<i>Ancistrus</i> sp.	Brasil	[15, 19]
	<i>Odontostilbe</i> sp.	Brasil	[15, 19]
<i>Riggia</i> sp	<i>Stenarchorhamphus muelleri</i>	Colombia	[18,22]
	<i>Plagioscion squamosissimus</i>	Colombia	[18, 22]
	<i>Monocirrhus polyacanthus</i>	Colombia	[18, 22]
<i>Riggia</i> sp	<i>Chaetostoma</i> sp.	Ecuador	Este reporte
	<i>Rhamdia quelen</i>	Ecuador	Este reporte

Tabla 1: Peces neotropicales hospederos de *Riggia* spp. (Isopoda: Cymothoidae)

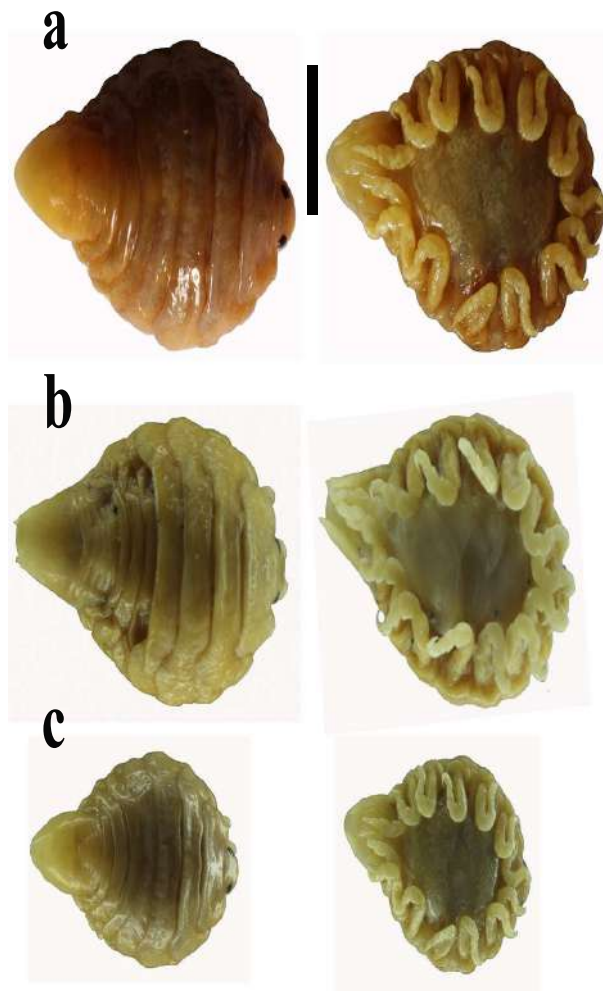


Figura 1: a: Vista dorsal y ventral de *Riggia* sp., parásito de *Chaetostoma* sp. (MECN-ISO-001). b y c: vista dorsal y ventral de *Riggia* sp., parásito de *Rhamdia quelen* (MECN-ISO-002). Barra = 10 mm. Fotografías: Fernando Anaguano-Yancha.

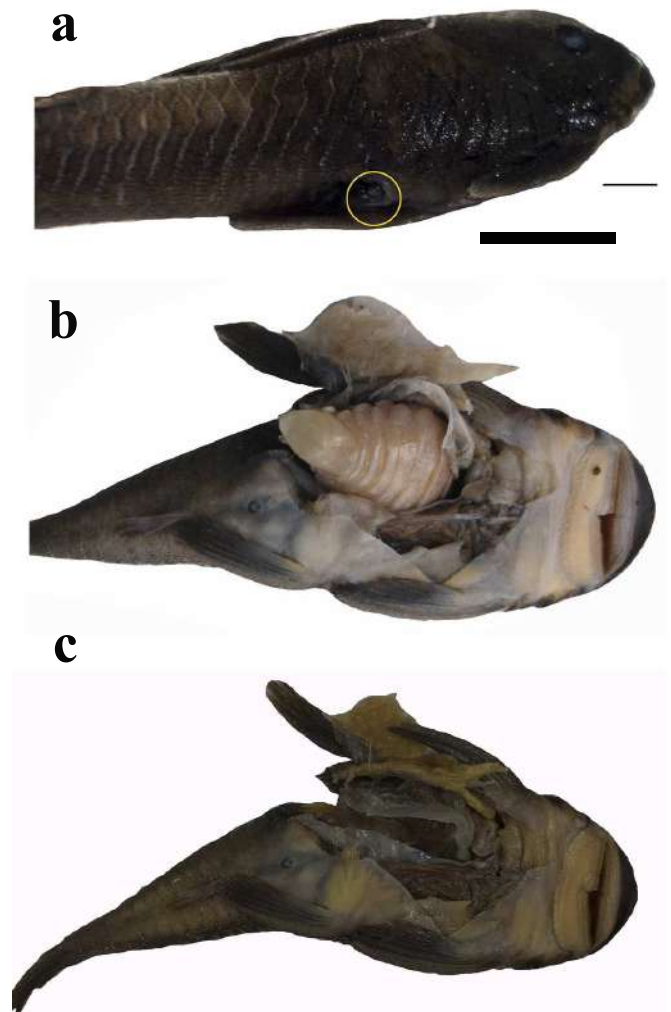


Figura 2: a: Vista lateral de *Chaetostoma* sp., nótese el agujero sobre la aleta ventral. b y c: sitio de alojamiento de *Riggia* sp. (MECN-ISO-001). Barra = 10 mm. Fotografías: Fernando Anaguano-Yancha.

de invertebrados de la División de Entomología del Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Quito - Ecuador (lotes MECN-ISO-001 y 002). Especímenes de los peces hospederos están alojados en la colección de peces de la División de Ictiología del Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales.

Una hembra adulta de *Riggia* sp. (lote MECN-ISO-001, longitudes corporales 21,4 x 14,1 mm, 0,8 g, Fig. 1a,b) se encontró dentro de un espécimen de *Chaetostoma* sp. (Siluriformes: Loricariidae) de 68,1 mm de longitud estándar colectado en el río Puyo, comunidad Kichwa Kotochocha (01°38'03,1"S, 77°56'11,6"W, 850 m), provincia de Pastaza, Ecuador, el 07 de marzo del 2013 por Fernando Anaguano. Una hembra adulta y una hembra juvenil de *Riggia* sp. (lote MECN-ISO-002, 25,0 x 15,9 mm, 1,2 g, y 18,6 x 11,3 mm, 0,47 g, respectivamente) (Fig. 1b,c) se encontraron dentro de dos especímenes de *Rhamdia quelen* (Siluriformes: Heptapteridae) de 112,3 mm y 116,2 de longitud estándar colectados en el río Jurumbuno, al interior del Parque Nacional Sangay (02°04'43,6"S, 78°09'02,6"W, 1400 m), provincia de Morona Santiago, el 20 de septiembre del 2014 por Jorge Brito y Germán Tenecota. La intensidad de la infección fue de 1 espécimen por pez anfitrión. Todos los especímenes de *Riggia* se encontraban alojados dentro de una cápsula situada entre el peritoneo y el pericardio, con el pleotelson ligeramente sobresaliendo por el orificio de la herida de aproximadamente 5 mm de diámetro situado en el lado izquierdo del pez junto a la aleta pélvica (Fig. 2a-c).

Los tres ejemplares concuerdan totalmente con los caracteres diagnósticos propuesto por Szidat [2, 8] y Thatcher et. al. [24] para *Riggia* sp., incluyendo el cuerpo convexo dorso-ventralmente; cefalon parcialmente inmerso en el pereonite, constituido por siete unidades; pleon y pleotel fusionados en una sola unidad, redondeado, liso y parcialmente inmerso en el séptimo pereonite. Siete pares de pereopodos pequeños, el séptimo par carece de garras y uropodo largo y delgado. Todos los especímenes encontrados al parecer pertenecen a la misma especie de *Riggia*, pero es necesario realizar una revisión profunda para determinar su especie. Debido a la gran distancia que separa las cuencas de los ríos Puyo y Jurumbuno de las cuencas del Paraná, Brasil (3285 km) y Meta, Colombia (832 km), es muy probable que los individuos registrados en este estudio correspondan a una nueva especie para la ciencia. Es importante realizar estudios adicionales sobre la taxonomía, biología del isópodo y el proceso por el cual el huésped se infecta.

Agradecimientos

La investigación en el Parque Nacional Sangay contó con el soporte institucional del Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales a través del proyecto "Diversidad de Pequeños vertebrados en dos áreas del Parque Nacional Sangay". Agradecemos de manera especial a Víctor León y Germán Tenecota funcionarios del Parque

Nacional Sangay, zona baja, por su valiosa colaboración con la logística para el ingreso al río Jurumbuno. A Norma Salcedo por su colaboración con literatura especializada. Isaure de Buron colaboró con la identificación de los especímenes de *Riggia* sp. Santiago Villamarín prestó las facilidades necesarias para el trabajo de laboratorio en el MECN. El Ministerio del Ambiente de Morona Santiago otorgó el permiso de investigación N° 05-2014-INVESTIGACIÓN-B-DPMS/MAE.

Referencias Bibliográficas

- [1] Smit, N.; Bruce, N.; Hadfield, K. 2014. "Global diversity of fish parasitic isopod crustaceans of the family Cymothoidae". *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 3:188-197. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijppaw.2014.03.004>.
- [2] Thatcher, V. 2000. "The isopod parasites of South American Fishes". *Metazoan parasites in the Neotropics: a systematic and ecological perspective*. Instituto de Biología Universidad Autónoma de México: México: 193-226.
- [3] Pavanelli, G.; Eiras, J.; Takemoto, R. 1999. "Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento". *Eduem: Maringá*.
- [4] Lima, J.; Chellappa, S.; Thatcher, V. 2005. "*Livoneca redmanni* Leach (Isopoda, Cymothoidae) e *Rocinela signata* Schioedte & Meinert (Isopoda, Aegidae), ectoparasitos de *Scomberomorus brasiliensis* Collette, Russo & Zavala-Camin (Osteichthyes, Scombridae) no Rio Grande do Norte, Brasil". *Revista Brasileira de Zoologia*, 22(4): 1104-1108. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0101-81752005000400041>.
- [5] Eiras, J. 1994. "Elementos de ictioparasitología". *Fundação Eng. Antônio de Almeida: Porto*.
- [6] Brusca, R.; Coelho, V.; Taiti, S. 2001. "A Guide to the Coastal Isopods of California". *Tree of Life Project. Fecha de Consulta/18-abril-2015*. Enlace: http://tolweb.org/notes/?note_id=3004.
- [7] Thatcher, V. 2006. "Amazon Fish Parasites". *Pensoft Publishers: Sofia*.
- [8] Szidat, L. 1948. "*Riggia paranensis* n. g., n. sp., un isópodo parásito de la cavidad del cuerpo de *Curimata platana* Günther del Rio Paraná". *Revista del Instituto de Investigaciones Museo Argentino de Ciencias Naturales*, 1: 45-56.
- [9] Luque, J.; Vieira, F.; Takemoto, R.; Pavanelli, G.; Eiras, J. 2013. "Checklist of Crustacea parasitizing fishes from Brazil". *Check List*, 9(6): 1449-1470.
- [10] Bastos, P.; Thatcher, V. 1997. "A redescription of *Riggia paranensis* Szidat, 1948 (Isopoda, Cymothoidae) based on 32 specimens from curimatid fish of Rio de Janeiro, Brazil, with a redefinition of the genus". *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 92(6): 755-760.

- [11] Azevedo, J.; Thomé, M.; Silva, L.; Novelli, R.; Dansa-Petretski, M.; Lima, N. 2002. "Parasitismo de *Riggia paranensis* (Crustacea, Cymothoidea) em populações de *Cyphocharax gilbert* (Teleostei, Curimatidae) do norte do Estado do Rio de Janeiro". *Boletim do Instituto de Pesca*, 28(1): 61-69.
- [12] Lima, N.; Azevedo, J.; Silva, L.; Dansa-Petretski, M. 2007. "Parasitic castration, growth, and sex steroids in the freshwater bonefish *Cyphocharax gilbert* (Curimatidae) infested by *Riggia paranensis* (Cymothoidea)". *Neotropical Ichthyology*, 5(4): 471-478. <http://dx.doi.org/10.1590/S1679-62252007000400006>.
- [13] Lins, D.; Meirelles, M.; Malm, O.; Lima N. 2008. "Mercury concentration in the freshwater bonefish *Cyphocharax gilbert* (Curimatidae) and its parasite the crustacean *Riggia paranensis* (Cymothoidea)". *Neotropical Ichthyology*, 6:283-288.
- [14] Azevedo, J.; Silva, L.; Bizzerri, C.; Dansa-Petretski, M.; Lima, N. 2006. "Infestation pattern and parasitic castration of the crustacean *Riggia paranensis* (Crustacea: Cymothoidea) on the fresh water fish *Cyphocharax gilbert* (Teleostei: Curimatidae)". *Neotropical Ichthyology*, 4(3):363-369. <http://dx.doi.org/10.1590/S1679-62252006000300008>.
- [15] Eiras, J.; Takemoto, R.; Pavanelli, G. 2010. "Diversidade dos parasitas de peixes de água doce do Brasil". *Cliche Tec Editora: Maringá*.
- [16] Szidat, I.; Schubart, O. 1960. "Neue und seltene parasitische Süßwasser- Asseln der Familie Cymothoidea aus dem Rio Mogi Guassu, Brasilien (Isopoda)". *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 32(1): 107-124.
- [17] Lemos de Castro, A.; Loyola Silva, J. 1985. "Isopoda" *Manual de Identificação de Invertebrados Límnicos do Brasil* CNPq/MCT: Brasília.
- [18] Vidal-Martínez, V. 2000. "Metazoan parasites in the neotropics: A systematic and ecological perspective". *Universidad Nacional Autónoma de México UNAM: México, D.F.*
- [19] Thatcher, V.; Lopes L.; Froehlich, O. 2003. "*Riggia cryptocularis* sp. nov. (Isopoda, Cymothoidea) from the body cavity of a freshwater fish of Mato Grosso do Sul State, Brazil". *Revista Brasileira de Zootologia*, 20(2): 285-289. <http://dx.doi.org/10.1590/S0101-81752003000200019>
- [20] Brasil-Lima, I.; Barros, C. 1998. "Malacostraca - Pecararida. Freshwater Isopoda, Flabellifera and Asellota". *Catalogue of Crustacea of Brazil. Museu Nacional, Rio de Janeiro*: 645-651.
- [21] Oda, F.; da Graça, R.; Tencatt, L.; Tavares, L.; Froehlich, O.; Takemoto, R. 2015. "The Poorly Known *Riggia acuticaudata* (Crustacea: Isopoda) Parasitizing *Ancistrus* sp. (Siluriformes: Loricariidae) from the Paraguay River Basin, Brazil, with Comments on its Reproductive Biology". *Comparative Parasitology*, 82(1): 25-28. <http://dx.doi.org/10.1654/4738.1>
- [22] Scholz, T. 2008. "Research on fish parasites of the upper Amazon River basin: current state and perspectives" *XIV Jornada de Acuicultura-IALL. Instituto de Acuicultura, Universidad de los Llanos: Villavicencio, Meta, Colombia*.
- [23] Eiras, J.; Takemoto, R.; Pavanelli, G. 2006. "Métodos de Estudo e Técnicas Laboratoriais em Parasitologia de Peixes". *Eduem: Paraná*.
- [24] Thatcher, V. 2006. "Parásitos de Peces Amazónicos". *Biodiversidad Acuática en América Latina PENSOFT: Sofía*: 416-452.

Nuevos registros de la lagartija *Enyalioides altotambo* (Sauria: Hoplocercidae) en Ecuador

Carolina Reyes-Puig^{1*} y Mario H. Yáñez-Muñoz¹

¹Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Instituto Nacional de Biodiversidad, División de Herpetología, calle Rumipamba 341 y Av. de los Shyris, Casilla 17-07-8976, Quito, Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, correo electrónico: carolina.reyes@ambiente.gob.ec

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, PhD.(c)

Recibido/Received: 2014/04/08. Aceptado/Accepted: 2015/05/04.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

New records of the wood-lizard *Enyalioides altotambo* (Sauria: Hoplocercidae) en Ecuador

Abstract

We report two new localities of the recently described wood-lizard *Enyalioides altotambo* extending the geographic and altitudinal range of the species. We present morphological and morphometric data, and discuss the validity and variation of some lepidosis and colour diagnostic characters.

Keywords. *Enyalioides altotambo*, Hoplocercidae, Iguania, Squamata, altitude, Choco, distribution, geographic range.

Resumen

Reportamos dos nuevas localidades de la lagartija recientemente descrita *Enyalioides altotambo* que extienden su rango geográfico y elevacional. Presentamos datos sobre su morfología y morfometría y discutimos la validez y variación de algunos caracteres diagnósticos de coloración y lepidosis.

Palabras Clave. *Enyalioides altotambo*, Hoplocercidae, Reptilia, Choco, distribución, elevación, rango geográfico.

La lagartija *Enyalioides altotambo* Torres-Carvajal, Venegas & Queiroz, 2015 fue descrita recientemente del noroccidente del Ecuador y es considerada como el linaje hermano del clado formado por *E. touzeti* y *E. oshaughnessyi* [1]. *Enyalioides altotambo* ha sido reportada de tan solo dos localidades muy cercanas al poblado de Alto Tambo, provincia de Esmeraldas, entre los 620 y 645 m de elevación [1]. En esta publicación presentamos nuevos registros de *E. altotambo* con base en especímenes depositados en la División de Herpetología del Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales (DHMECN) del Instituto Nacional de Biodiversidad, y comentamos a cerca de su variabilidad morfológica, morfométrica, de lepidosis y coloración.

Dos especímenes de *E. altotambo*, un macho juvenil (DHMECN 2923, Fig. 1) y un macho adulto (DHMECN 2928), fueron colectados en la Reserva Biológica Río Canandé (0°31'47.8" N, 79°02'07.5" O, 550 m de elevación), el 21 de agosto de 2004 por M. Yáñez-Muñoz, P. A. Meza-Ramos, M. M. Reyes-Puig y A. Loaiza. Una hembra juvenil (DHMECN 9587) fue colectada en la misma localidad el 22 de abril de 2012 por M. Morales, J. P. Reyes-Puig y S. Valverde (Fig. 1). Un ma-

cho juvenil (DHMECN 3247) fue colectado en la Fundación Sirua-Lote Quijano, Río Bogotá (1°00'02.1" N, 78°37'29.0" O, 260 m de elevación) el 14 de julio de 2005 por M. Yáñez-Muñoz y C. Landázuri. El espécimen DHMECN 2923 corresponde al macho adulto de mayor tamaño registrado para *E. altotambo*. Las medidas de todos los especímenes reportados en esta publicación se detallan en la Tabla 1.

La Reserva Biológica Río Canandé amplía el rango geográfico de la especie en 63,4 km al S de la localidad tipo y representa el registro más meridional de la especie, y el registro del Río Bogotá amplía el rango en 5 km al O de la localidad tipo y cambia el rango altitudinal inferior de 620 a 260 m de elevación (Fig. 2). Los datos de distribución conocidos para *E. altotambo* (Tabla 2) permiten suponer que esta especie es endémica del Chocó ecuatoriano y que su conservación enfrenta algunas amenazas, pues habitaría en una de las ecorregiones con mayores niveles de fragmentación y pérdida de hábitat por actividades antrópicas en el Ecuador [2]. Dos de las cuatro localidades conocidas para la especie forman parte de la zona de amortiguamiento de la Reserva Cotacachi Cayapas, y las otras dos se encuen-

DHMECN	Sexo	Medidas de <i>Enyalioides altotambo</i> (en mm)							
		LRC	LC	AC	LCA	ALC	CV-CDL	CDL-EV	LC/LT
2923	Macho	147.0	194.0	24.0	36.6	23.5	22	39	0.57
2928	Macho	88.5	123.4	16.7	30.1	15.1	19	36	0.58
3247	Macho	72.2	98.8	14.1	23.8	14.0	18	39	0.58
9587	Hembra	68.9	100.4	13.9	23.0	18.0	18	39	0.59

Tabla 1: Medidas de los especímenes de *Enyalioides altotambo* depositados en la División de Herpetología del Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales (DHMECN), Quito, Ecuador. LRC: longitud rostro-cloacal, LC: longitud de la cola, AC: ancho de la cabeza; LCA: largo de la cabeza; ALC: alto de la cabeza, CV-CDL= escamas entre la cresta vertebral y la cresta dorso-lateral a medio cuerpo; CDL-EV: escamas entre la cresta dorso-lateral y las escamas ventrales; LC/LT: proporción longitud cola/longitud total.

Especimen	Localidad	Coordenadas	Elevación (en m)	Referencia
QCAZ 8073	Bosque integral Otokiki (localidad tipo)	0°54'21.6" N 78°36'21.6" O	620 m	[1]
QCAZ 6671	Alto Tambo, Río Balthazar	0°54'0.00"N 78°37'0.01"O	645 m	[1]
DHMECN 2423, 9587	Reserva Biológica Canandé	0°31'47.8"N 79°02'07.5"O	550 m	Esta publicación
DHMECN 3247	Funadción Sirua-Lote Quijano, Río Bogotá	1°00'02.1" N 78°37'29.0" O	260 m	Esta publicación

Tabla 2: Resumen de las localidades conocidas de *Enyalioides altotambo*. Las abreviaturas de los códigos de los especímenes corresponden a: QCAZ: Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito. DHMECN: División de Herpetología, Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Quito.

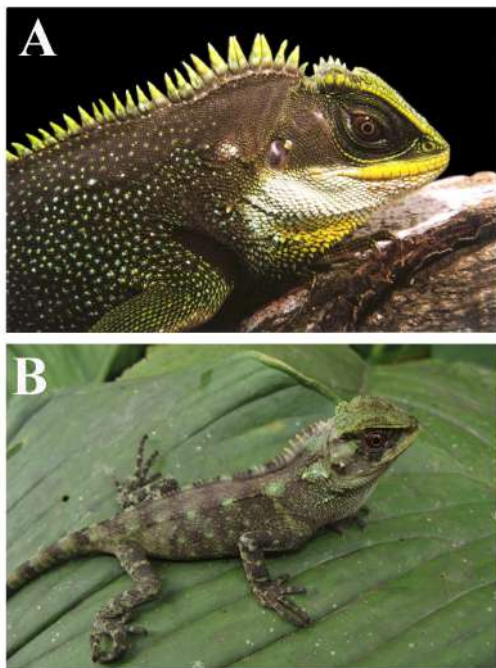


Figura 1: Fotografías de dos individuos de *Enyalioides altotambo* colectados en la Reserva Biológica Río Canande, provincia de Esmeraldas, Ecuador. A: DHMECN 2923, macho juvenil, (B) DH-MECN 9587, hembra juvenil. Fotografías: Mario Yáñez-Muñoz.

tran dentro de áreas protegidas privadas como el Bosque Integral Otokiki y la Reserva Biológica Río Canandé (Fig. 2). Estas zonas protegidas estarían contribuyendo, al menos parrcilamente, a la conservación de *E. altotambo*. Sin embargo, es necesario obtener más datos sobre la especie, pues los actuales registros son escasos y no permiten analizar el estado de conservación de las poblaciones de *E. altotambo*. Sin embargo, la continua transformación en la calidad del hábitat en los bosques

naturales del noroccidente de Ecuador sugiere que *E. altotambo* es una especie posiblemente amenazada.

Sobre la coloración de *E. altotambo*, dos caracteres de coloración fueron reportados en la descripción original de la especie [1] como diagnósticos: (i) la presencia del parche medial en la región gular de color negro que no se extiende dorsalmente para formar una barra antehumeral en machos, y (ii) la presencia de una franja pálida postimpánica en la porción lateral del cuello [1]. Sin embargo, consideramos que no son caracteres diagnósticos objetivos que permiten diferenciar a *E. altotambo* de otras especies congénéricas. Los especímenes DHMECN 2923, 2928, 3247 presentan notables variaciones en los dos caracteres, mostrando o no una barra antehumeral negra y un punto o franja pálida postimpánica (Fig. 1, 3). Otra característica reportada como diagnóstica para la especie fue la presencia de puntos verdes en el dorso [1]. Sin embargo, parece existir variación interespecífica en este carácter, y los puntos dorsales pueden ser verdes o turquesas (el intervalo cromático entre dichos colores no es amplio). El macho DHMECN 2923 tenía una coloración dorsal café verdosa con pequeños puntos turquesa y verdes esparcidos a lo largo de los flancos, región paravertebral y en la porción posterolateral de la cabeza (Fig. 1); pero otros especímenes pueden ser de color café con marcas verdosas en los flancos y puntos vedes claros en la región latero-dorsal y posterior de la cabeza (DHMECN 9587).

Luego de examinar los nuevos especímenes de *E. altotambo*, los siguientes caracteres tienen evidencia de ser diagnósticos y diferenciar a dicha especie de *E. oshaughnessyi* (caracteres de este último entre paréntesis):

- Presencia de escamas en los flancos de tamaño casi homogéneo (heterogéneo, con escamas agrandadas) (Fig. 4).



Figura 2: Mapa del extremo noroeste de Ecuador mostrando la distribución conocida de *Enyalioides altotambo*. Los triángulos corresponden a las localidades presentadas en la descripción de la especie y los círculos son localidades reportadas en esta publicación: 1) Alto Tambo, Río Balthazar; 2) Alto Tambo, Bosque Integral Otokiki; 3) Fundación Sirua-Lote Quijano, Río Bogotá; 4) Reserva Biológica Canandé.

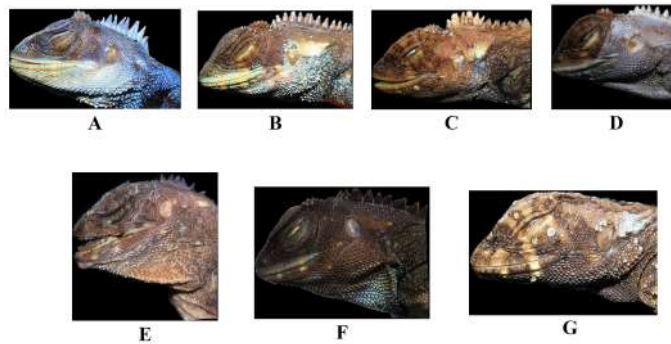


Figura 3: Detalle de la cabeza de *Enyalioides altotambo*: A) DHMECN 2928, macho adulto, B) DHMECN 2923, macho juvenil, C) DHMECN 3247, macho juvenil, D) DHMECN 9587, hembra juvenil; y de *Enyalioides oshaughnessyi*: E) DHMECN 3205, hembra adulta, F) DHMECN 10070, macho juvenil, G) DHMECN 3797, juvenil. Fotografías: Carolina Reyes-Puig.

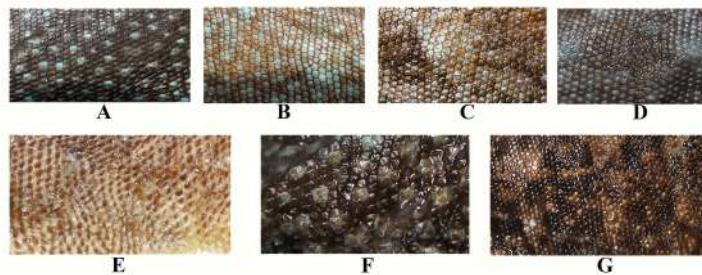


Figura 4: Detalle de las escamas de los flancos de *Enyalioides altotambo*: A) DHMECN 2928, macho adulto, B) DHMECN 2923, macho juvenil, C) DHMECN 3247, macho juvenil, D) DHMECN 9587, hembra juvenil; y de *Enyalioides oshaughnessyi*: E) DHMECN 3205, hembra adulta, F) DHMECN 10070, macho juvenil, G) DHMECN 3797, juvenil. Fotografías: Carolina Reyes-Puig.

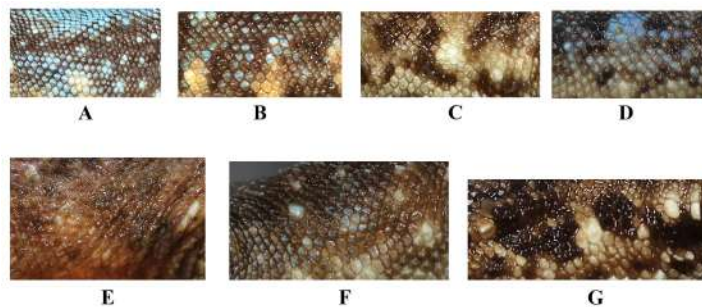


Figura 5: Detalle de las escamas de las superficies posteriores de los muslos de *Enyalioides altotambo*: A) DHMECN 2928, macho adulto, B) DHMECN 2923, macho juvenil, C) DHMECN 3247, macho juvenil, D) DHMECN 9587, hembra juvenil; y de *Enyalioides oshaughnessyi*: E) DHMECN 3205, hembra adulta, F) DHMECN 10070, macho juvenil, G) DHMECN 3797, juvenil. Fotografías: Carolina Reyes-Puig.

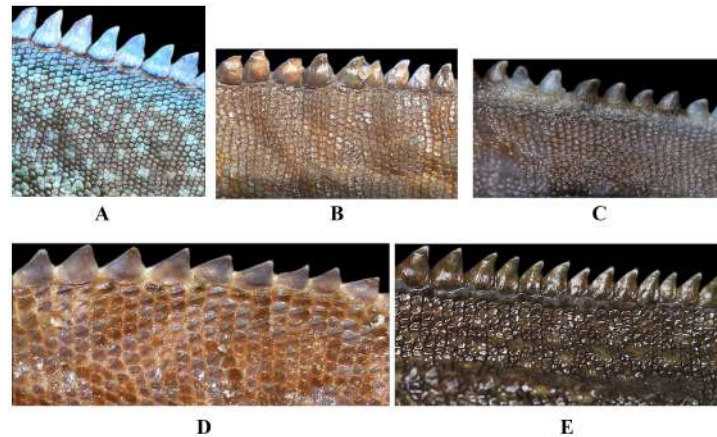


Figura 6: Detalle de las escamas entre la cresta vertebral y la cresta dorso-lateral de *Enyalioides altotambo*: A) DHMECN 2928, macho adulto, B) DHMECN 2923, macho juvenil, C) DHMECN 9587, macho juvenil; y de *Enyalioides oshaughnessyi*: E) DHMECN 3205, hembra adulta, F) DHMECN 10070, macho juvenil. Fotografías: Carolina Reyes-Puig.

- Iris de color marrón en ambos sexos (Fig. 1) (rojo brillante).
- Ausencia de escamas agrandadas y esparcidas en las superficies posteriores de los muslos (presentes) (Fig. 5).
- Crestas de escamas del borde lateral postero-superior a las superciliares fuertemente proyectadas, correspondiente a un 46 % del diámetro del tímpano (moderadamente proyectadas, 39,8 % del diámetro del tímpano) (Fig. 3).
- Presencia de escamas lisas y no imbricadas entre la cresta vertebral y la cresta dorso-lateral (quilladas e imbricadas) (Fig. 6).
- Filas de escamas entre la cresta vertebral y la cresta dorso-lateral a medio cuerpo 18-21 (13-14).

Especímenes de *Enyalioides oshaughnessyi* examinados para la comparación: ECUADOR: Provincia de Santa Elena: Manglaralto, Comuna Loma Alta (DHMECN 3205); Esmeraldas: Reserva Ecológica Bilsa, Estero Aguacatal-Duchas (DHMECN 3797); Manabí: Reserva Biológica Ayampe (DHMECN 10070).

La información sobre *E. altotambo* es escasa, y se limita a datos de localidad, tipo de bosque y fecha de colecta. La mayor parte de especímenes de *E. altotambo* reportados hasta el momento estuvieron confundidos con *E. oshaughnessyi* [1, 3-6]. Es imprescindible obtener colecciones adicionales de la especie y describir en detalle sus patrones de variación, escamación, dimorfismo sexual, así como obtener información de su historia natural.

Agradecimientos

Las colecciones realizadas en la Reserva Biológica Canandé fueron financiadas por la Fundación Jocotoco a través de la gestión de Nigel Simpson, Rocío Merino y Francisco Sornoza. El material obtenido en el sector

del Río Bogotá fue parte del proyecto de caracterización biológica del corredor Awa-Cachi financiado por la Fundación SIRUA. El trabajo de campo contó con la valiosa colaboración de Marco M. Reyes-Puig, Juan P. Reyes-Puig, Paúl A. Meza, Abraham Loaiza y Carlos Landázuri. Agradecemos a Nathaly Uvillús, Paúl Guerrero y Cristófer Rojas por su ayuda en el laboratorio para la obtención de medidas y fotografías. El Ministerio del Ambiente emitió el permiso de investigación N033-2004-IC-FAU-DNBAPVS/MA, para la colección de los especímenes.

Referencias Bibliográficas

- [1] Torres-Carvajal, O.; Venegas, P.; de Queiroz, K. 2015. "Three new species of woodlizards (Hoplocercinae, *Enyalioides*) from northwestern South America". *ZooKeys*, 494: 107-132. DOI: <http://doi.org/10.3897/zookeys.494.8903>.
- [2] Brooks, T.; Mittermeier, R.; Mittermeier, C.; Da Fonseca, G.; Rylands, A.; Konstant, W.; Flick, P.; Pilgrim, J.; Oldfield, S.; Magin, G.; Hilton-Taylor, C. 2002. "Habitat loss and extinction in the hotspots of biodiversity". *Conservation Biology*, 16(4): 909-923. DOI: <http://doi.org/10.1046/j.1523-1739.2002.00530.x>.
- [3] Torres-Carvajal, O.; Etheridge, R.; de Queiroz, K. 2011. "A systematic revision of Neotropical lizards in the clade *Hoplocercinae* (Squamata: Iguania)". *Zootaxa* 2752: 1-44. <http://mapress.com/zootaxa/2011/f/z02752p044f.pdf>.
- [4] Torres-Carvajal, O.; de Queiroz, K.; Etheridge, R. 2009. "A new species of iguanid lizard (Hoplocercinae, *Enyalioides*) from southern Ecuador with a key to eastern Ecuadorian *Enyalioides*". *Zookeys* 27: 59-71. DOI: <http://doi.org/10.3897/zookeys.27.273>.
- [5] MECN. 2010. "Serie Herpetofauna del Ecuador: El Chocó Esmeraldeño". *Monografía 5: 1-232. Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales: Quito*. DOI: <http://doi.org/10.13140/2.1.3554.8480>.

- [6] MECN, Jocotoco y Ecominga. 2013. "Herpetofauna en áreas prioritarias para la conservación: El sistema de reservas Jocotoco y Ecominga". *Monografía 6: 1-392. Serie de Publicaciones del Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales (MECN), Fundación para la Conservación Jocotoco, Fundación Ecominga: Quito.*

Observaciones sobre la historia natural de *Erythrolamprus epinephelus albiventris* en el valle de Quito, Ecuador

Salomón Ramírez-Jaramillo^{1,2*}

¹Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Instituto Nacional de Biodiversidad, División de Herpetología, calle Rumipamba 341 y Av. de los Shyris, Quito, Ecuador.

²Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, programa de Maestría en Sistemas de Gestión Ambiental, Av. Del Progreso S/N, Sangolquí, Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, correo electrónico: kp-7sz@hotmail.com

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, PhD.(c)

Recibido/Received: 05/04/2014. Aceptado/Accepted: 17/04/2015.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Observations on the natural history of *Erythrolamprus epinephelus albiventris* in the valley of Quito, Ecuador

Abstract

Between 2008 and 2012, *in situ* observations were made on the coloration and diet of the snake *Erythrolamprus epinephelus albiventris* on a periurban area of Quito. Details on the chromatic variation of adults and juveniles and on predation events of tadpoles of the Andean marsupial frog *Gastrotheca riobambae* are presented herein. The importance of this species in the Andean trophic chain, its conservation status, and the importance to get more information on the populations of this snakes and its preys.

Keywords. *Erythrolamprus epinephelus albiventris*, *Liophis*, Dipsadidae, Serpentes, coloration, etology, diet, predation, *Gastrotheca riobambae*, tadpoles.

Resumen

Entre los años 2008 al 2012, se realizaron observaciones *in situ* sobre la coloración y la dieta de la culebra *Erythrolamprus epinephelus albiventris* en un área periurbana de Quito. Se reportan algunos detalles de la variación cromática en adultos y juveniles y sobre eventos de depredación de renacuajos de la rana marsupial andina *Gastrotheca riobambae*. Se resalta la importancia de esta especie dentro de la cadena trófica andina, su estado de conservación y la importancia de obtener más información sobre las poblaciones de esta culebra y sus presas.

Palabras Clave. *Erythrolamprus epinephelus albiventris*, *Liophis*, Dipsadidae, Serpentes, coloración, etología, dieta, depredación, *Gastrotheca riobambae*, renacuajos.

Erythrolamprus epinephelus (Cope, 1862) es una culebra distribuida en Costa Rica y Panamá y a lo largo de los Andes desde Venezuela hasta Perú [1, 2]. Esta especie tiene una compleja historia taxonómica, actualmente incluye ocho subespecies [1, 2] y hasta hace poco era parte del género *Liophis* [2]. La subespecie *Erythrolamprus epinephelus albiventris* (Jan, 1863) es de tamaño mediano (<680 mm en hembras y <805 mm en machos [3]) y se distribuye en Ecuador [1] (y probablemente Colombia [3]) entre los 0 y los 2926 m de elevación, habitando desde las tierras bajas y piemontanas del Pacífico hasta los valles interandinos [1, 3]. En esta publicación presento algunos datos de la historia natural de *E. e. albiventris* en base a observaciones realizadas entre los años 2008 y 2012 en la parroquia de Amaguaña

(00°20'18.0" N, 78°29'3.0 O, 2543 m), valle de Quito, provincia de Pichincha, Ecuador.

Erythrolamprus epinephelus albiventris es una culebra críptica que se ha adaptado a vivir en ambientes antrópicos rurales y semiurbanos en el valle de Quito. He observado individuos movilizándose en el estrato terrestre entre hierbas, arbustos u hojarasca, aunque pueden trepar arbustos de más de 2 m en busca de sus presas. Se esconden entre pencos (*Agave* spp.) o debajo de troncos en descomposición, piedras o bloques de construcción, donde realizan pequeños túneles para escapar o esconderse. Cuando no pueden escapar y son enfrentados, suelen levantar la parte anterior del cuerpo y aplastamiento del cuello, ensanchándolo en actitud amenazante [4] (Fig. 1).



Figura 1: *Erythrolamprus epinephelus albiventris*, adulto (550 mm de longitud), del valle de Quito, Ecuador en actitud amenazante con el cuello aplanado y ensanchado.



Figura 2: Adultos de *Erythrolamprus epinephelus albiventris* del valle de Quito, Ecuador, nótese las abundantes marcas oscuras dorsales en la parte anterior y las marcas marrón anaranjadas dorsales. Nótese el renacuajo que fue regurjitado al lado de la culebra.



Figura 3: Juvenil de *Erythrolamprus epinephelus albiventris* del Valle de Quito, Ecuador (170 mm de longitud total), nótese la banda nucal negra y el collar claro.

Dixon [1] describió la coloración dorsal de los adultos como verde claro con pocas/ninguna marca oscura anterolateralmente, pero los individuos adultos (540–550 m de longitud total, Fig. 2) que he observado tuvieron una coloración dorsal verde-marrón oliva con abundantes manchitas negras y marrón anaranjadas. Estudios adicionales de animales vivos son necesarios para determinar si esto corresponde a variabilidad cromática o a dimorfismo sexual. Los juveniles (170 mm de longitud total, Fig. 3) que he observado tuvieron una coloración dorsal verde claro y presentan la banda nucal negra (que se fusiona con una línea negra supralabial) y el delgado collar claro, descritos por Dixon [1].

La dieta de *E. e. albiventris* incluye principalmente ranas [8] y renacuajos, junto con lagartijas y artrópodos

[5–7]. Entre los años 2011 y 2012 mantuve entre 127 y 202 renacuajos de *G. riobambae*, respectivamente, en semicautiverio en una tina de plástico en el jardín. El 10 de abril del 2011, poco tiempo después de colocar los primeros renacuajos, un individuo de *E. e. albiventris* entró a la tina, parecía no nadar bien y la retiré. Seis días después y a pesar de que los renacuajos fueron trasladados a otra tina, al parecer la misma culebra visitó el sitio, entrando incluso a la tina vacía (Fig. 1). El 9 de mayo de 2011, observé una culebra trepando por la vegetación cerca de la tina para luego deslizarse y caer sobre el agua (Fig. 4). El 14 de diciembre del 2011 y el 27 mayo del 2012 examiné sendas culebras que encontré dentro de la tina y cada una regurjitó tres renacuajos (cuerpos de aprox. 20 mm). En la primera ocasión un renacuajo tenía daños notorios y los otros dos aparente-



Figura 4: *Erythrolamprus epinephelus albiventris* nadando y forrajeados dentro de una tina que contenía renacuajos de *Gastrotheca rio-bambae*.



Figura 5: Renacuajos de *G. riobambae* regurjitados por *Erythrolamprus epinephelus albiventris*. Nótese que uno fue regurjitado casi sin daño externo aparente.

mente estaban ilesos (Fig. 5), pero todos murieron dentro de los siguientes tres días. En la segunda ocasión, todos murieron en las siguientes dos horas (Fig. 5).

Erythrolamprus epinephelus albiventris es aún frecuente en las áreas rurales del valle de Quito, pero sus poblaciones están disminuyendo. Sufre una mortalidad alta a manos de personas que la matan pensando erróneamente que es venenosa o por asociaciones malignas basadas en idiosincrasia religiosa (pudiendo incluso quemarlas vivas). Esta culebra se ubica en la cúspide de la cadena alimenticia herpetotrófica del Valle de Quito, alimentándose de las ranas *Pristimantis unistrigatus* y *G. riobambae* y de la lagartija *Pholidobolus montium* [7] (y posiblemente de *Riama unicolor*). Sin embargo, las poblaciones de sus presas parecen estar disminuyendo debido a la expansión de la frontera urbana y al cambio de métodos agrícolas (incluyendo el uso extensivo de pesticidas), impactando negativamente las poblaciones de *E. e. albiventris*. Por lo tanto, es importante realizar estudios ecológicos sobre el estado de las poblaciones de esta culebra y de sus presas.

Agradecimientos

A mi familia por motivarme y apoyarme constantemente en ésta apasionante profesión, a Mario Yáñez y Luis Coloma por sus sugerencias y comentarios.

Referencias Bibliográficas

- [1] Dixon, J. 1983. "Systematics of the Latin American snake *Liophis epinephelus* (Serpentes: Colubridae)", *Advances in Herpetology and Evolutionary Biology Museum of Comparative Zoology: Cambridge, Massachusetts*: 132-149.
- [2] Uetz, P. and Hošek, J. 2015. "The Reptile Database". Enlace: <http://www.reptile-database.org>. Fecha de consulta: 03 Octubre 2014.
- [3] Grazziotin, F. and Zaher, H. and Murphy, R. and Scrocchi, G. and Benavides, M. and Zhang, Y. and Bonatto, S. 2012. "Molecular phylogeny of the New World Dipsadidae (Serpentes: Colubroidea): a reappraisal". *Cladistics*. DOI: <http://doi.org/10.1111/j.1096-0031.2012.00393.x>. 28: 437-459.
- [4] Myers, C. 1986. "An enigmatic new snake from the Peruvian Andes, with notes on the Xenodontini (Colubridae: Xenodontinae)". *American Museum Novitates*, 2853: 1-12.
- [5] Arteaga-Navarro, A. F. 2012. "Erythrolamprus epinephelus Golden-bellied Snakelet *Culebrilla ventridorada*", *The Amphibians and Reptiles of Mindo, Tropical Herping: Quito*.
- [6] Michaud, E. and Dixon, J. 1989. "Prey items of 20 species of the Neotropical colubrid snake genus *Liophis*". *Herpetological Review*, 20: 39-41.
- [7] Mafla-Endara, P. and Ayala-Varela, F. 2012. "*Pholidobolus montium* (lagartija minadora) Predation". *Herpetological Review*. 43(1): 137.
- [8] Coloma, L.; Ron, S. 2001. "Ecuador megadiverso". *Anfibios, reptiles, aves y mamíferos / Megadiverse Ecuador, Amphibians, reptiles, birds, and mammals, Serie de Divulgación del Museo de Zoología, Centro de Biodiversidad y Ambiente, Pontificia Universidad Católica del Ecuador*: 84.

Observaciones sobre el Zambullidor Grande *Podiceps major* (Aves: Podicipedidae) en Ecuador, con el primer registro de anidación y la descripción de vocalizaciones

Glenda M. Pozo-Zamora^{1*}, Diego Batallas R.², Gabriela Echeverría-Vaca¹ y César Garzón¹

¹Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales del Instituto Nacional de Biodiversidad, División de Ornitología, calle Rumipamba 341 y Av. de los Shyris. Casilla Postal 17-07-8976, Quito, Ecuador.

²Fundación Naturaleza Kakaram, calle Santa Rosa 158 BL B Dep 2. Casilla postal 17-07-9920, Quito-Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, correo electrónico: glenda.pozo@yahoo.es

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, PhD(c)

Recibido/Received: 2015/03/19. Aceptado/Accepted: 2015/05/01.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Observation on the Great Grebe *Podiceps major* (Aves: Podicipedidae) in Ecuador, with the first nesting record and description of calls

Abstract

We report two new localities for *Podiceps major* in Ecuador: La Tembladera wetland and the Tahuín dam. At the last locality we found the first nest from Ecuador, for which we describe its structure and the building behaviour of the couple. Furthermore, we describe the courtship and territorial calls of the species.

Keywords. Podicipedidae, *Podiceps major*, La Tembladera, Tahuín, El Oro, breeding, natural history.

Resumen

Reportamos dos nuevas localidades para *Podiceps major* en Ecuador: El humedal La Tembladera y la represa Tahuín. En esta última localidad encontramos el primer nido conocido en Ecuador, para el cual describimos su estructura y el comportamiento de la pareja en su construcción. Además describimos las vocalizaciones de la especie, específicamente los llamados de cortejo y territorialidad.

Palabras Clave. Podicipedidae, *Podiceps major*, La Tembladera, Tahuín, El Oro, reproducción, historia natural.

El Zambullidor Grande *Podiceps major* se distribuye en el sur de Brasil, Paraguay, Uruguay, el norte y centro de Chile y Argentina hasta Tierra de Fuego, con poblaciones aisladas en las costas de Perú y Ecuador [1-3]. En la mayor parte de su distribución, este zambullidor habita en ensenadas, lagunas, ríos de aguas mansas y marismas con vegetación de borde y usualmente con cobertura forestal, sin embargo, en las zonas costaneras de Ecuador, Perú y Chile, la especie ocurre en humedales marino-costeros [4, 5]. En Ecuador *P. major* ha sido registrada únicamente en dos localidades donde se han observado individuos solitarios en plumaje reproductivo o posibles parejas, pero no se han reportado intentos reproductivos o poblaciones establecidas [6, 7]. Aspectos de la historia natural de *P. major*, incluyendo biología reproductiva, comportamiento de cortejo, alimentación y vocalizaciones, se han reportado principalmente para las poblaciones de Chile, Argentina y Brasil [8-10], conociéndose muy poco sobre las poblaciones de Perú y Ecuador. En el presente estudio presentamos dos nuevas localidades

para la especie en Ecuador, en una de las cuales se registra el primer nido de *P. major* descubierto en el país, y describimos las vocalizaciones de territorialidad y cortejo de la especie.

Dos individuos de *Podiceps major* fueron observados en el humedal La Tembladera (3°29'32.05"S, 79°59'34.42" W, 30 m), cantón Santa Rosa, provincia de El Oro, el 7 de agosto de 2014. Tres individuos fueron observados y fotografiados en la represa Tahuín (3°37'53.35"S, 79°57'24.95"W, 129 m), cantón Arenillas, provincia de El Oro, el 10 de agosto de 2014. Los dos sitios se ubican en el piso tropical suroccidental [11], en el ecosistema Bosque semidecídulo de tierras bajas de Jama-Zapotillo [12]. El humedal La Tembladera presenta alta cantidad de vegetación flotante que incluye al lechugin *Eichhornia crassipes* (Pontederiaceae) en los márgenes y zona limnética de la laguna, mientras que los alrededores están cubiertos por potreros con algunos árboles de *Acacia* (Mimosaceae) y *Ceiba trichistandra* (Bombacaceae), escasos parches de bosque deciduo con soto-

ISSN 1390-5384





Figura 1: Zambullidores (*Podiceps major*) en etapa de reproducción. A = acarreo de material de construcción del nido; B = individuo probando la fortaleza del nido y acarreando material orgánico con barro; C = nido con primer huevo; D = nido terminado con puesta de cuatro huevos.

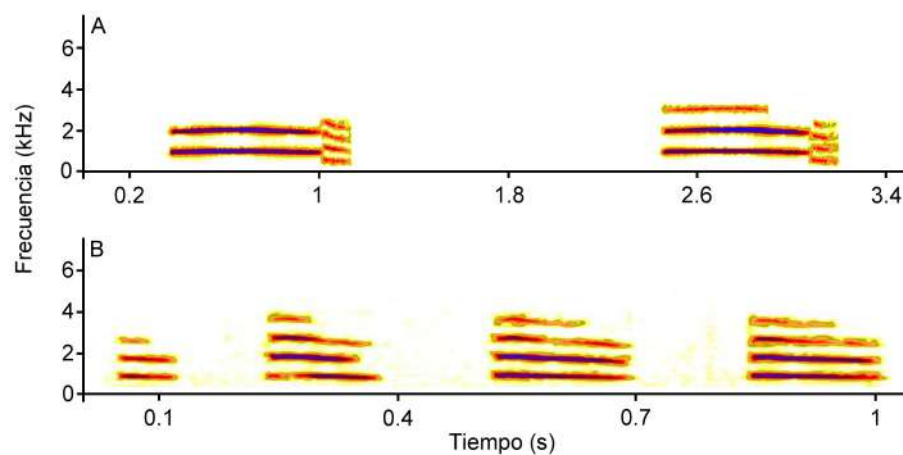


Figura 2: Espectrogramas de los llamados de *Podiceps major*. A = llamados territoriales; B = llamados de cortejo.

bosque denso y altura de hasta 5 m, y algunas áreas de cultivo de cacao y plátano cercanas. La represa Tahuin exhibe vegetación marginal de *Eichhornia* y hierbas de la familia Poaceae y se encuentra rodeada de pastizales y monocultivos colinados. Los registros de *P. major* en Ecuador son muy escasos, y previamente se conocía de dos localidades: las piscinas de Ecuasal (provincia de Santa Elena) y los humedales de La Segua (provincia de Manabí) [6, 7]. El humedal La Tembladera se encuentra a 177 km de las piscinas de Ecuasal y la represa Tahuin a 192 km. Además, estas localidades se encuentran a 246 y 233 km respectivamente del manglar San Pedro de Vice, localidad peruana más próxima [13]. Es posible que la especie esté expandiendo su rango de distribución hacia los humedales ecuatorianos y que nuevas localidades se incrementen en el futuro cuando otros

humedales sean estudiados.

En la represa Tahuin se registró una pareja de *Podiceps major* junto a un nido en etapa inicial de construcción, el 10 de agosto de 2014 durante la época seca. Los dos individuos acarreaban material orgánico con barro en el pico (Fig. 1A), por reiteradas ocasiones uno de los individuos subía al nido, al parecer para equilibrarlo y probar su resistencia (Fig. 1B), éste individuo con frecuencia ordenaba el material acarreado por su compañero (Fig. 1B). Nos acercamos al nido con la ayuda de un bote y luego nadando con cuidado de no desestabilizar el nido para realizar observaciones cercanas y mediciones. Cuando nos acercamos, la pareja se separó del nido hasta unos 50 metros, mostrando una postura de alerta con la cresta y cola levantadas (similar a lo descrito en [9]), vocalizando constantemente y regresando al nido

Parámetro	Llamadas territoriales n = 5	Llamada de cortejo n = 1
Frecuencia Dominante (kHz)	1.02-1.05 (1.03 ± 0.01)	0.85-0.89 (0.86 ± 0.01, n = 11)
2do Armónico (kHz)	1.69-2.06 (1.82 ± 0.16)	1.69-1.80 (1.72 ± 0.03, n = 11)
3er Armónico (kHz)	3.09-3.38 (3.19 ± 0.16)	2.61 ± 0.07 (2.54-2.75, n = 11)
4to armónico (kHz)	-	3.55 ± 0.07 (3.48-3.61, n = 11)
Notas por Llamado	1	11
Duración de las Llamadas (ms)	339-735 (633.60 ± 171.74)	3723
Duración de las notas (ms)	-	74-338 (153.83 ± 68.05, n = 11)
Intervalos entre Llamadas (ms)	831-1356 (1176 ± 298.87)	-
Intervalos entre Notas (ms)	-	114-641 (228.60 ± 149.29, n = 11)

Tabla 1: Parámetros acústicos de los llamados de *Podiceps major* (rango, media y desviación estándar). Abreviaciones: n = número de llamados y notas analizadas, kHz = Kilohercios, ms = milisegundos.

inmediatamente después de alejarnos. El nido era ovalado (Fig. 1C-D) y estaba formado por una plataforma flotante con las siguientes medidas externas: largo = 900 mm, ancho = 600 mm, alto emergido = 85 mm, alto sumergido = 600 mm; y con las siguientes medidas en su cámara interna: largo = 170 mm, ancho = 160 mm, profundidad = 50 mm. El nido estaba en la zona litoral de la laguna, a 3 metros de la orilla y 1,6 metros del fondo, junto a un agregamiento de lechugines *Eichhornia crassipes*. El nido estaba conformado en su mayoría por hojas de lechugin, pasto (Poaceae), *Salvinia* sp. (Salviniaceae), raíces y barro; en la parte medial (cámara interna) estaba cubierto por hojas secas, mientras en la parte externa por hojas frescas (Fig. 1D). El 12 de agosto de 2014 se observó en el nido el primer huevo (Fig. 1C), mientras la pareja continuaba acarreado y acomodando material al nido; el 20 de agosto de 2014 la puesta contaba con cuatro huevos (Fig. 1D). Los huevos de coloración blanquecina median un promedio de largo = 50 mm y ancho = 30 mm.

Hicimos grabaciones de las vocalizaciones de los individuos el 10 y 20 de agosto del 2014, a una distancia entre 40 y 60 m con una grabadora digital Panasonic RR-US310, conectada a un sistema modular Sennheiser K6-C, acoplado a un micrófono de cabezal Sennheiser ME 66. Los análisis acústicos se hicieron usando el programa Adobe Audition CS6 a una frecuencia de muestreo de 44.1 kHz y 16 “bits” de resolución, para la diagramación del oscilograma y sonograma se utilizó el programa Raven 1.4 [14], a 512 puntos de resolución de la transformación rápida de Fourier (FFT). Las definiciones y mediciones realizadas en los parámetros acústicos, se siguieron según los términos de: Nelson [15]; Chaiken [16]; *Argentavis* [17]. Las llamadas territoriales fueron de frecuencia constante, con una frecuencia dominante de $\bar{X}=1.03 \pm 0.01$ kHz, con diferentes armónicos de los cuales el segundo tiene una frecuencia de $\bar{X}=1.82 \pm 0.16$ kHz y el tercero una frecuencia de $\bar{X}=3.19 \pm 0.16$ kHz; en su estructuración espectral al final de cada llamada se denota cuatro parciales inarmónicos (Fig. 2A). La duración de las llamadas territoriales fue de $\bar{X}=633.60 \pm 171.74$ ms, con intervalos de $\bar{X}=1176 \pm 298.87$ ms (Tabla. 1). Estas llamadas se emitieron ante nuestro acercamiento al nido. Las llamadas de cortejo fueron también de frecuencia constante, con una frecuencia dominante de $\bar{X}=0.86 \pm 0.01$ kHz, pre-

sentando diferentes armónicos de los cuales el segundo tiene una frecuencia de $\bar{X}=1.72 \pm 0.03$ kHz, el tercero una frecuencia de $\bar{X}=2.54-2.75$ kHz y el cuarto una frecuencia de $\bar{X}=3.48-3.61$ kHz. (Fig. 1B). La duración de las llamadas de cortejo fue de 3723 ms, conformadas por 11 notas, las mismas que presentan una duración de $\bar{X}=153.83 \pm 68.05$ ms, con intervalos de $\bar{X}=228.60 \pm 149.29$ ms (Tabla. 1). Estas llamadas se emitieron cuando los dos individuos nadaban juntos transportando el material de construcción. Las llamadas de cortejo difieren de los territoriales por ser de frecuencias más bajas, menor número de armónicos y emisión de una serie constante de notas. Gutierrez-Marquez [18] menciona que los cantos de *P. major* se asemejan a un silbo atrompetado, señalando que los llamados territoriales son suaves lamentos onomatopéyicos y los llamados de cortejo son una serie consecutiva de notas, y si bien no presenta valores cuantitativos [18], reafirma las variaciones de los dos tipos de llamados presentes en *P. major*.

Agradecimientos

Agradecemos al Gobierno Provincial Autónomo de El Oro por la financiación del proyecto “Guía de Aves, Anfibios y Reptiles de la provincia de El Oro” bajo el cual se realizaron los registros. A Eder Armijos y Marco Tulio Gálvez, quienes colaboraron en la logística de campo. A Jorge Brito, Diego Cisneros-Heredia y dos revisores anónimos por sus valiosos comentarios para el mejoramiento del manuscrito. El Ministerio del Ambiente otorgó el permiso de investigación número 012-IC.FAN. DPEO.MAE.

Referencias bibliográficas

- [1] Wetmore, A.; Parkes, K. 1954. “Notes on the generic affiliations of the great grebe of South America”. *Journal of the Washington Academy of Sciences*, 44(4):126–127.
- [2] Montalti, D.; Orgeira, J.; Di Martino, S. 1999. “New records of vagrant birds in the South Atlantic and in the Antarctic”. *Polish Polar Research*, 20(4):347–354.
- [3] Llimona, F.; del Hoyo, J.; Jutglar, F.; Kirwan, G. 2014. “Great Grebe (*Podiceps major*)”. *del Hoyo, J. and Elliott, A. and Sargatal, J. and Christie, D.A. and Juana, E. (eds.). “Handbook of the Birds of the World Alive”*. Lynx Edicions, Barcelona. <http://www.hbw.com/node/52487>. Fecha de consulta: 21 Abril 2015.

- [4] Schulenberg, T.; Stotz, D.; Lane, D.; O'Neill, J.; Parker, T. 2007. "Birds of Peru". *Princeton Field Guides: London*.
- [5] Angulo-Pratolongo, F.; Schulenberg, T.; Puse-Fernández, E. 2010. "Las aves de los humedales de Eten, Lambayeque, Perú". *Ecología Aplicada*, 9(2): 71–81.
- [6] Haase, B. 2011. "Aves marinas de Ecuador continental y acuáticas de las piscinas artificiales de Ecuasal". *Aves & Conservación, BirdLife International and Ecuasal S.A.: Guayaquil*.
- [7] Freile, J.; Ahlman, R.; Brinkuizen, D.; Greenfield, P.; Solano-Ugalde, A.; Navarrete, L.; Ridgely, R. 2013. "Rare birds in Ecuador: first annual report of the committee of Ecuadorian Records in Ornithology (CERO)". *Avances en Ciencias e Ingenierías*, 5(2):B24–B41.
- [8] Storer, R. 1963. "Observations on the great grebe". *The Condor*, 65:279–288.
- [9] Greenquist, E. 1982. "Displays, vocalizations and breeding biology of the great grebe (*Podiceps major*)". *The Condor*, 84:370–380.
- [10] Gomes, A.; Pereira, J.; Bugoni, L. 2009. "Age-Specific Diving and Foraging Behavior of the Great Grebe (*Podiceps major*)". *Waterbirds*, 32(1):149–156.
- [11] Albuja, L.; Almendáriz, A.; Barriga, R.; Montalvo, L.; Cáceres, F.; Román, J. 2012. "Fauna de Vertebrados del Ecuador". *Instituto de Ciencias Biológicas, Escuela Politécnica Nacional: Quito*.
- [12] Chinchero, M.; Medina-Torres, B.; Herrera, X.; Morales, C.; Guevara, J.; Santiana, J.; Aguirre, C. 2013. "Sistema de Clasificación de los Ecosistemas del Ecuador Continental: Región Litoral". en: "Sistema de Clasificación de los Ecosistemas del Ecuador Continental", *Ministerio del Ambiente del Ecuador: Quito*.
- [13] Barrionuevo, R.; Marcial, R. 2006. "Ecología trófica de la fauna acuática en el Manglar de San Pedro-Sechura". *Universalia*, 11(2):44–56.
- [14] Charif, R.; Waack, A.; Strickman, L. 2010. "Raven Pro 1.4 User's Manual". *Cornell Lab of Ornithology, Ithaca, New York*.
- [15] Nelson, D. 1989. "The importance of invariant and distinctive features in species recognition of bird song". *Condor*, 91:120–130.
- [16] Chaiken, M. 1992. "Individual recognition of nestling distress screams by European Starlings (*Sturnus vulgaris*)". *Behaviour*, 120:139–150.
- [17] Argentavis. 2015. "Glosario de términos". <http://argentavis.org/2012/sitio/diccionario.php>. Fecha de Consulta: 25 Febrero 2015.
- [18] Gutierrez-Marquez, A. 2015. "Podiceps major (Macá Grande)". Enlace: <http://argentavis.org/2012/sitio/especie.php?id=36>. Fecha de Consulta: 25 febrero 2015.

Leyes Empíricas de Potencia y Escalamiento de Quito, Guayaquil y otras ciudades de Ecuador

Felipe Vaca Ramírez^{1*}, Bolívar Morales Oñate¹, Carlos Jiménez Mosquera¹

¹Universidad San Francisco de Quito, Colegio de Ciencias e Ingeniería - El Politécnico. Diego de Robles y Vía Interoceánica, Campus Cumbayá, Quito, Ecuador

*Autor para correspondencia, correo electrónico: felipevacar@gmail.com

Editado por/Edited by: Cesar Zambrano, Ph.D.

Recibido/Received: 2015/04/22. Aceptado/Accepted: 2015/05/09.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22 Impreso/Printed: 2015/06/01

Empirical Power and Scaling laws of Quito, Guayaquil and other cities in Ecuador

Abstract

Several papers have shown that distributions characterized by mean and variance are inappropriate for accounting spatial or geographic patterns. The reason is data is not accumulated around a central value; rather, tails become heavy and extreme events result less unlikely than under other distributions. In this sense, this work aims to find empirical laws on some relevant variables of cities in Ecuador. For this purpose, we start from two hypothesis: 1) some socioeconomic variables scales from a size variable, and 2) such variables follow a power law distribution; then estimate needed parameters, and carry out contrasts with adequate heavy tail distributions.

Keywords. power laws, scaling, city, socioeconomic variables

Resumen

Numerosos trabajos han mostrado que las distribuciones de probabilidad caracterizadas por la media y varianza resultan inadecuadas para expresar regularidades asociadas a variables de tipo geográfico o espacial. Esto se debe a que los datos no se aglomeran alrededor de un valor central; más bien, las colas se vuelven pesadas y los eventos extremos resultan ser menos improbables que a partir de otras distribuciones. Bajo esta consideración, el presente trabajo apunta a encontrar leyes empíricas sobre algunas variables relevantes de ciudades de Ecuador. Para ello, se parte de dos hipótesis: 1) ciertas variables socioeconómicas se escalan a través de una variable de tamaño y 2) dichas variables se distribuyen bajo una ley potencia; se estiman los parámetros requeridos y se contrastan otras distribuciones de cola pesada que ajusten adecuadamente los datos escogidos.

Palabras Clave. leyes potencia, escalamiento, ciudad, variables socioeconómicas

1 Introducción

De acuerdo a Bettencourt [1] la forma de conceptualizar las ciudades posee gran importancia en la medida en que esto determina cómo se plantean soluciones a los problemas urbanos. Se distinguen dos enfoques principales: el primero considera a la ciudad como un organismo o máquina, con lo cual resulta posible controlarla y restringir su evolución; mientras el segundo la concibe como un ecosistema.

Este artículo considera el segundo enfoque al plantear que las ciudades son sistemas complejos no limitados (de antemano) en términos de tamaño, en particular grandes redes sociales.

Una forma de abordar la complejidad inherente a las ciudades consiste en utilizar de modelos de escalamiento y de manera particular, distribuciones tipo potencia

para caracterizar a variables urbanas, pues las variables de tipo geográfico o espacial no suelen aglomerarse alrededor de un valor. Considerar este modelo no sólo es relevante por el vasto número de áreas en las cuales ha sido aplicado [2]; sino también porque: “la ley potencia tiene propiedades particulares que la hacen incluso más atractiva en el sentido que tiende a ser aplicable a sistemas que se escalan, que manifiestan auto-similaridad a diferentes escalas y que pueden ser generados como fractales” [3].

Indicios visuales (diagramas de dispersión, histogramas y gráficos de Zipf¹ en escala logarítmica) apoyan la hipótesis de que los datos se distribuyen bajo una ley potencia. Este artículo busca caracterizar la escala de varias variables relevantes para varias ciudades del Ecu-

¹Gráfico de la frecuencia de las observaciones vs los rankings de las mismas.

dor. En las siguientes secciones se presentan la estimación de los parámetros respectivos, pruebas de ajuste y contrastes con otras distribuciones de cola pesada.

2 Aspectos Teóricos y Metodológicos

Una función, $f(x)$, $x \in \mathbb{R}$, es invariante al escalamiento si para cualquier constante $c > 0$, $f(cx) \propto f(x)$, $\forall x \in \mathbb{R}$. Si la función es diferenciable se puede mostrar que la única forma funcional posible para una función invariante a la escala es que sea en forma de potencia

$$f(x) = kx^\alpha. \quad (1)$$

Por lo tanto si dos funciones son invariantes a la escala con un mismo exponente son la misma función excepto por una constante y posiblemente sean producidas por el mismo mecanismo. Esa es una de las razones principales de estudiar relaciones de escalamiento. Además, se puede caracterizar las relaciones de escalamiento según el exponente α en: lineales si $\alpha = 1$, sublineales si $\alpha < 1$ y superlineales si $\alpha > 1$, esta división también puede implicar que los mecanismos que generan las relaciones de potencia son similares.

Esta idea del escalamiento se la puede extender a distribuciones de probabilidad. Una variable aleatoria continua, X , tiene una distribución de probabilidad de tipo potencia, si su función de densidad de probabilidad, $f(x)$, está dada por:

$$f(x) = Cx^{-\alpha}, x \geq x_{min} > 0, \quad (2)$$

donde

$$C = \frac{\alpha - 1}{x_{min}^{-\alpha+1}}, \quad (3)$$

para un exponente de escalamiento, $\alpha > 1$. En este caso su función de distribución acumulada complementaria (CDF) está dada por:

$$\bar{F}(x) = Pr(X \geq x) = \int_x^\infty f(u) du, \quad (4)$$

$$\bar{F}(x) = \left(\frac{x}{x_{min}} \right)^{-\alpha+1}. \quad (5)$$

donde C es una constante de normalización, x_{min} es el valor de la variable a partir del cual los datos se distribuye bajo una ley potencia y α es el exponente o parámetro de escalamiento ($\alpha > 1$).

Para una variable discreta, la función de densidad de probabilidad es:

$$p(x) = Pr(X = x) = Cx^{-\alpha} \quad (6)$$

$$p(x) = \frac{x^{-\alpha}}{\zeta(\alpha, x_{min})} \quad (7)$$

para $x \geq x_{min}$, y la función de distribución acumulada complementaria (CDF):

$$\bar{F}(X) = Pr(X \geq x) = \frac{\zeta(\alpha, x)}{\zeta(\alpha, x_{min})}. \quad (8)$$

α y x_{min} se definen como en el caso continuo, mientras la función zeta generalizada o de Hurwitz se define como:

$$\zeta(\alpha, x_{min}) = \sum_{n=0}^{\infty} (n + x_{min})^{-\alpha}$$

2.1 Metodología

2.1.1 Escalamiento En la práctica, si se busca estimar la constante de escalamiento α en la ecuación (1) se ha usado generalmente logaritmos para estimar una relación de la forma

$$\ln(y_i) = k + \alpha \ln(x_i) + \epsilon_i, \quad (9)$$

donde (x_i, y_i) , $i = 1, \dots, n$ son los datos, k es una constante, α es el parámetro de escalamiento y ϵ_i son errores independientes e idénticamente distribuidos, que se asumen normales si no hay una muestra suficientemente grande para usar estadísticas asintóticas. Sin embargo se ha sugerido [4], por lo menos en el campo de la biología, que a veces puede ser mejor usar un método de estimación no lineal, cuando los errores no son multiplicativos sino aditivos en la ecuación original (1).

2.1.2 Ley de potencia Un procedimiento usual para estimar el parámetro de escalamiento α en la ecuación (2) consiste en utilizar mínimos cuadrados ordinarios (MCO) en la ecuación

$$\ln(f(x)) = c + \alpha \ln(x) + \epsilon, \quad (10)$$

Este procedimiento aplicado a una ley potencia da lugar a errores sistemáticos y potencialmente grandes, a saber: subestimaciones de los parámetros, imposibilidad de calcular errores estándar, escaso poder de información del R^2 de la regresión y violación de restricciones de normalización respecto a los valores de la función de distribución acumulada complementaria [2].

Tras haber confirmado las falencias de MCO mediante simulaciones, se optó por seguir la metodología propuesta por Clauset, Shalizi y Newman (2009), [2], para analizar de distribuciones de cola pesada. De manera general, dicha metodología consiste en:

1. Estimación del parámetro x_{min} . Dos criterios han sido utilizados para dicha estimación. El primero se basa en la distancia entre las funciones de distribución acumulada teórica y empírica y contempla los estadísticos de Kolmogorov - Smirnov (KS),

Kuiper (V) y Anderson-Darling (A^2).² Una referencia del desempeño de estos estadísticos puede revisarse en [2]. Los estadísticos mencionados se definen de la siguiente manera:

$$KS = \max_{x \geq x_{min}} |F_n(x) - F(x)| \quad (11)$$

$$A^2 = \sum_{x \geq x_{min}} \frac{(F(x) - F_n(x))^2}{F(x)(1 - F(x))} \quad (12)$$

$$V = \max_{x \geq x_{min}} (F(x) - F_n(x)) - \min_{x \geq x_{min}} (F(x) - F_n(x)), \quad (13)$$

donde $F_n(x)$ es la función de distribución empírica de los datos, CDF, para $x \geq x_{min}$ y $F(x)$ es la CDF del modelo ley potencia de mejor ajuste para $x \geq x_{min}$. Así, \hat{x}_{min} es aquel valor de x_{min} que minimiza el estadístico de distancia utilizado. El segundo enfoque de estimación considera el criterio de información Bayesiano (BIC) definido por:

$$BIC = L - \frac{1}{2} x_{min} \ln(n), \quad (14)$$

donde L es el valor de log-verosimilitud en el máximo y n el número de observaciones que se encuentran en la cola. Se selecciona aquel x_{min} que maximiza BIC.

2. Estimación del parámetro de escalamiento α por el método de máxima verosimilitud.
3. Realización de pruebas de ajuste a fin de determinar si la distribución potencia es una hipótesis plausible para los datos, es decir, la diferencia entre los datos y el modelo puede ser únicamente atribuida a fluctuaciones estadísticas. Para ello, se generan muestras aleatorias partiendo de la distribución tipo potencia cuyos parámetros se estimaron en los dos pasos anteriores. Posteriormente se ajusta un modelo de tipo potencia a cada muestra y se calcula KS para todas las muestras y datos empíricos. El p-valor corresponde a la fracción de las distancias (KS) asociadas a muestras aleatorias que son mayores que la distancia correspondiente a los datos observados. Si el p-valor es pequeño se descarta hipótesis de ley potencia.
4. Si la distribución potencia es un ajuste plausible para los datos se comparan hipótesis alternativas a través de ratios de verosimilitud (prueba de Vuong [5]). Se utiliza el logaritmo de dicho ratio y se prueba si éste está lo suficientemente lejos de 0. Si es así, el p-valor asociado es pequeño y el signo del estadístico de la prueba es un indicador confiable de qué modelo es el que mejor ajusta los datos.

3 Datos

Los datos utilizados en el presente trabajo provienen de dos fuentes principales: 1) Censo de Población y Vivienda 2010, en particular lo correspondiente a la zona urbana de las cabeceras provinciales de Ecuador. Las variables utilizadas por sector censal son: número de viviendas (*nviv_s*), área (*area*), Población (*poblacion_s*), Porcentaje de viviendas sin acceso agua por red pública (*noagua_s*), Porcentaje de viviendas sin acceso alcantarillado (*noalcant_s*), Porcentaje de hogares pobres (*hog.pobres_s*), Porcentaje de hogares en pobreza extrema (*hog.pobres.ext_s*). 2) Bases de datos de Movilidad y delitos contra el patrimonio proporcionadas por el Municipio del Distrito Metropolitano de Quito. La unidad de análisis es de tipo geográfico, a saber: sector censal, zonas o barrios, según la fuente lo permite. Cabe mencionar que, las estimaciones correspondientes fueron realizados mediante las funciones de los paquetes *powerLaw* de R y *powerlaw* de Python.

4 Resultados

4.1 Escalamiento

Para establecer las relaciones de escalamiento, (2), se usaron como variables de tamaño a la población, a la área y al número de viviendas con las variables socio-económicas utilizadas en este trabajo. Las figuras 1-3 muestran las relaciones entre las variables de tamaño y dichas variables para los sectores censales en las respectivas ciudades capitales provinciales del Ecuador. En los gráficos se busca distinguir por colores a las diversas capitales, pero hay sobreposición de colores por lo que es difícil establecer claramente a qué capital pertenece cada dato. La heterocedastidad aparente es debida en su mayoría a que se agrupan datos de diversas ciudades. Se ajustó la ecuación (9) usando mínimos cuadrados, para cada capital provincial, las líneas que aparecen en los gráficos corresponden a estos ajustes, solo se muestran líneas cuya pendiente es significativa con un valor-p menor a 5%/22, ya que hay 22 capitales provinciales. Además se ajustó un modelo de medidas repetidas para establecer un valor de α de la ecuación de escalamiento (2), en todos los sectores censales del país, los resultados aparecen en la tabla (2). De los gráficos se puede establecer la alta relación entre en número de viviendas, el área y la población en los setores censales. De los gráficos también se infiere en para bastantes relaciones el escamiento es el mismo, lo que difiere es la constante en la ecuación (2), véase por ejemplo la relación entre hacinamiento y número de viviendas o entre área y porcentaje de hogares pobres o hacinamiento y población.

Resulta interesante observar que los patrones se reproducen a distinta escala en la medida en que las estimaciones y gráficos a nivel país y por cantón presentan alta semejanza.

De los resultados de estimación, se extraen en su mayoría:

²Clauset, Shalizi y Newman (2009) únicamente utilizan KS.

- Relaciones superlineales entre la población y otros indicadores tanto a nivel país (en promedio 1.13) como a nivel cantonal, especialmente en las regiones Costa y Oriente.
- Relaciones sublineales entre el área geográfica y otros indicadores tanto a nivel país como cantonal (siendo Loja la ciudad más vulnerable); destacándose el no acceso a agua por red pública y no acceso alcantarillado.
- Relaciones sublineales entre el número de viviendas y otros indicadores a nivel país (en promedio 0.88), pero relaciones superlineales nivel cantonal, sobre todo en aquellas ciudades de la Costa y Oriente.

A estos resultados cabe adicionar el hecho de que en promedio las unidades internas (sectores) de las ciudades tienden a ser menos sensibles a condiciones desfavorables (en términos de servicios básicos y pobreza) al crecer, es decir crecen más lento que la ciudad, posiblemente porque poseen mayor actividad económica, infraestructura y flujo de recursos.

Cabe notar que en general, los exponentes de escalamiento de ciudades “grandes” como Quito y Cuenca resultan ser menores que los del resto de ciudades. Si bien es cierto, Guayaquil también es una ciudad grande, ésta únicamente es la menos sensible en la región Costa, pero no a nivel nacional. Análogamente a lo hallado en trabajos previos, estas ciudades tenderían a ser más atractivas por las características mencionadas, conllevando un mayor flujo de inmigrantes, a pesar de existir costos y/o problemas que en ciudades pequeñas son menos preponderantes como: mayor distancia de movilización, tráfico vehicular, contaminación, delitos, etc.

4.2 Distribuciones Potencia

Para mostrar el tipo de datos a los que se ajusta una ley de potencia usamos los datos sobre ingresos mensuales en el Distrito de Quito Metropolitano del 2013. Figura 4 muestra el histograma de los datos con una estimación no paramétrica de la densidad. Es claro que los ingresos tiene una distribución de cola pesada. Se ajustó una distribución de potencia y una distribución lognormal. En la figura 5 se puede apreciar el ajuste de las dos distribuciones a los datos; para la ley de potencia el $x_{min} = 780$, sin embargo para la ley lognormal es $x_{min} = 409$, es decir se incluyen más observaciones para la ley lognormal. Es claro en el gráfico que ambas distribuciones ajustan los datos razonablemente bien y es difícil escoger una sobre la otra, sin embargo la ley de potencia usa un solo parámetro y por el principio de parsimonia estaríamos inclinados a favor de la ley de potencia.

Los primeros indicios que apoyan la hipótesis de distribuciones de probabilidad con colas pesadas provienen de inspecciones visuales sobre histogramas y gráficos

de Zipf, Figuras 6 y 7 ; sin embargo, estos no son evidencia suficiente para concluir a favor de dicha hipótesis.

Las estimaciones del parámetro α para la ley de potencia (ecuación 2) para las capitales provinciales del Ecuador en nueve variables se encuentran en la tabla 5. Analizando los valores-p se encuentra que excepto el perímetro y las viviendas sin alcantarillado las demás siete variables se pueden modelar por una ley de potencia. Para futuros análisis es interesante establecer el α promedio es el coeficiente de variación para cada una de las variables, tabla 5.

Siguiendo a [2], la estimación de parámetros y realización de pruebas de hipótesis muestra que la distribución potencia resulta plausible y más adecuada que otras distribuciones de cola pesada en varios indicadores de las ciudades del Ecuador (véanse regiones de color verde sobre los mapas de la Figura 8). Sin embargo, es necesario considerar aquellos casos en los que la cola comprende un número y porcentaje “significativo” de datos³, a fin de localizar eventos grandes que resultan ser más frecuentes de lo esperado. Parece posible que una ley de potencia sea plausible en general y mejor en muchos casos para ajustes de cola pesada a las variables consideradas.

Se llevó a cabo un análisis de conglomerados, usando el método de mezclas de distribuciones gaussianas [6], para establecer si los valores α estimados según la ley de potencia aglomeran a las ciudades de forma plausible y/o interesante. La aglomeración óptima usa siete conglomerados que se muestran en el panel izquierdo de la Figura 9. Posiblemente siete agrupaciones sean demasiadas, pero aún así son interesantes las aglomeraciones encontradas, por ejemplo se aglomeran claramente ciudades de la Costa ecuatoriana como Machala, Guayaquil, Babahoyo, Sta. Elena. Además, en general, las aglomeraciones contienen ciudades en provincias que tienen alguna conexión geográfica. En el panel derecho de la Figura 9, se muestran los conglomerados obtenidos cuando se los aglomera en dos grupos; si se usa como criterio para escoger al número de conglomerados al BIC (Bayes Information Criteria) no hay agrupaciones mejores a la de dos conglomerados hasta que se usan siete conglomerados. En esta formación el conglomerado de las ciudades de la Costa ecuatoriana descrito anteriormente más Sto. Domingo y Macas aparece nuevamente, indicando una cierta estabilidad. El otro conglomerado agrupa a todas las demás provincias. Es posible que los coeficientes α de la ley de potencia capturan algo del carácter geográfico de las ciudades del Ecuador.

En el caso de número delitos contra el patrimonio de Quito, la distribución potencia resulta ser plausible únicamente para la cuarta parte de las observaciones del año 2010. Esto obliga a descartar la hipótesis de ley potencia para este indicador. Para el número de viajes

³Se impone un umbral de por lo menos 20 observaciones en la cola

por zona ⁴, se toman en cuenta los viajes totales y las desagregaciones por distintos medios de transporte (taxi, transporte público, transporte privado y busetas escolares). La ley potencia resulta tener presencia significativa en el total viajes en transporte público por zona dando indicios de concentración de tráfico vehicular en zonas centrales. La tabla que se presenta al final estos puntos.

En relación a los los parámetros (x_{min} y α) obtenidos por otros métodos de estimación (V, A^2 y BIC; véanse ecuaciones 12, 13 y 14), estos son cercanos a los resultados de KS, aunque es notorio que BIC es el que más difiere del resto; por el contrario, las diferencias son importantes en cuanto a la plausibilidad de la distribución potencia, siendo más altas bajo KS (Figuras 10 - 11).

5 Conclusiones

Los resultados muestran que la hipótesis de escalamiento de un indicador socioeconómico a través del tamaño de la ciudad resulta más robusta que la de distribución de probabilidad bajo una ley potencia, aunque ésta última resulte consistente con algunas de las características de las urbes de Ecuador.

Si bien es cierto los resultados no son concluyentes, estos dan pie para indagar sobre: una posible concentración de indicadores, los mecanismos y dinámicas que generan escalamiento y posibles patrones geográficos asociados a la plausibilidad de la ley potencia.

Referencias Bibliográficas

- [1] Bettencourt 2013. The kind of problem a city is. SFI Working Paper. Santa Fe Institute.
- [2] Clauset, A., Shalizi, C. R., and Newman, M. E. 2009. Power-law distributions in empirical data. *SIAM review*. 51(4), 661–703.
- [3] Batty 2014. Scale, power laws, and rank size in spatial analysis. CASA Working Paper 195. University College London.
- [4] Xiao, X., Ethan P. W., Mevin B., H., and Durham, S. L. 2011. On the use of log-transformation vs. nonlinear regression for analyzing biological power laws. *Ecology*. 92, 18871894.
- [5] Vuong, Q. 1989. Likelihood ratio tests for model selection and non-nested hypotheses. *Econometrica*. 57, 307–333.
- [6] Fraley, C. and Raftery, A. E. 2002. Model-based clustering, discriminant analysis, and density estimation. *Journal of the American Statistical Association*. 97, 611:631.
- [7] Ma, K., Wang, Z., Jiang, J., Zhu, G., and Li, W. 2011. Power law and small world properties in a comparison of traffic city networks. *Chinese Science Bulletin*. 56(34), 3731–3735.
- [8] Alstott, J., Bullmore, E., and Plenz, D. 2014. powerlaw: a python package for analysis of heavy-tailed distributions. *PLoS one*. 9(1), e85777.
- [9] Bentley, R. A., Ormerod, P., and Batty, M. 2011. Evolving social influence in large populations. *Behavioral ecology and sociobiology*. 65(3), 537–546.
- [10] Gillespie, C. S. 2014. Fitting heavy tailed distributions: the powerLaw package. arXiv preprint arXiv:1407.3492.
- [11] Newman, M. E. 2005. Power laws, pareto distributions and zipf's law. *Contemporary physics*. 46(5), 323–351.
- [12] Observatorio Metropolitano de Seguridad Ciudadana del Municipio del Distrito Metropolitano de Quito. Delitos contra el patrimonio. Base de datos. 2010-2013.
- [13] Shiode, B. M. 2000. Power law distributions in real and virtual worlds. Casa working paper 19. University College London.
- [14] Gabaix, X. 2008. Power laws in economics and finance. Technical report. National Bureau of Economic Research.
- [15] Instituto Nacional de Estadísticas y Censos (INEC). Censo de Población y Vivienda. Base de datos. 2010.
- [16] Instituto Nacional de Estadísticas y Censos (INEC). Geodatabase Empatada Nacional. Información Cartográfica. Versión 2.
- [17] Instituto de la Ciudad del Municipio del Distrito Metropolitano de Quito. Matriz de origen destino. Base de datos.
- [18] Schläpfer, M., Bettencourt, L., Grauwin, S., Raschke, M., Claxton, R., Smoreda, Z., West, G. B., and Ratti, C. 2012. The scaling of human interactions with city size. arXiv preprint arXiv:1210.5215.
- [19] Stumpf, M. P. and Porter, M. A. 2012. Critical truths about power laws. *Science*. 335(6069), 665–666.

⁴Véase [7] para un análisis de la distribución del grado de los nodos sobre una red de transporte público

Apéndice

Variable dependiente	α	Error Estándar	R^2
Área	0.85	0.10	0.20
Población	0.95	0.03	0.64
Sin agua potable	0.49	0.29	0.24
Sin alcantarillado	0.86	0.31	0.29
Hacinamiento	0.75	0.16	0.17
Perímetro	0.47	0.06	0.18
Hogares pobres	0.75	0.13	0.26
Hogares extrema pobreza	0.07	0.27	0.22

Variable de tamaño: Área			
Variable dependiente	α	Error Estándar	R^2
Población	0.13	0.01	0.14
Sin agua potable	1.16	0.09	0.31
Sin alcantarillado	1.59	0.09	0.38
Hacinamiento	0.22	0.05	0.15
Perímetro	0.60	0.01	0.92
Hogares pobres	0.42	0.04	0.26
Hogares extrema pobreza	0.99	0.08	0.26

Variable de tamaño: Población			
Variable dependiente	α	Error Estándar	R^2
Sin agua potable	0.64	0.24	0.25
Sin alcantarillado	1.14	0.25	0.34
Hacinamiento	1.05	0.13	0.28
Perímetro	0.54	0.05	0.18
Hogares pobres	0.89	0.10	0.37
Hogares extrema pobreza	0.73	0.22	0.27

Tabla 1: Escalamiento de ciudades de Ecuador. Estimaciones a a nivel país. Variable de tamaño: Número de viviendas

ciudad	Área		Población		Viviendas sin acceso a agua		Viviendas sin acceso a alcantarillado		Hogares pobres		Hogares en pobreza extrema	
	α	p- val α	p- val α	p- val α	sin val α	p- val α	sin val α	p- val α	sin val α	sin val α	p- val α	sin val α
Cuenca	0.852	0.000	0.951	0.000	0.220	0.175	0.463	0.015	0.661	0.000	0.135	0.334
Tulcán	0.436	0.100	0.974	0.000	0.666	0.022	0.651	0.117	1.017	0.000	1.236	0.001
Latacunga	0.032	0.900	0.913	0.000	0.010	0.975	-0.568	0.129	0.632	0.006	-0.093	0.768
Riobamba	0.663	0.000	0.944	0.000	0.271	0.217	-0.048	0.820	0.572	0.000	0.244	0.153
Machala	0.272	0.091	1.027	0.000	0.852	0.004	1.429	0.000	1.184	0.000	1.426	0.000
Esmeraldas	0.935	0.000	1.008	0.000	1.112	0.000	1.433	0.000	1.201	0.000	1.456	0.000
Guayaquil	0.747	0.000	1.083	0.000	0.665	0.000	1.750	0.000	1.237	0.000	1.414	0.000
Ibarra	1.060	0.000	1.043	0.000	0.905	0.003	1.236	0.000	1.313	0.000	0.947	0.000
Loja	0.950	0.000	0.917	0.000	0.800	0.006	1.041	0.002	1.050	0.000	0.822	0.001
Babahoyo	0.200	0.435	1.077	0.000	1.355	0.001	1.449	0.002	1.719	0.000	2.039	0.000
Portoviejo	0.254	0.217	1.039	0.000	1.272	0.000	0.619	0.083	1.348	0.000	1.523	0.000
Quito	0.538	0.000	0.843	0.000	0.220	0.000	0.047	0.395	0.250	0.000	-0.100	0.029
Ambato	0.952	0.000	1.000	0.000	0.810	0.000	0.819	0.000	1.160	0.000	0.710	0.000
Nueva Loja	0.264	0.327	0.989	0.000	1.003	0.000	0.950	0.022	0.976	0.000	0.942	0.000
El Coca	1.959	0.000	0.863	0.000	1.596	0.058	2.418	0.002	1.277	0.000	1.736	0.002
Sto. Colorados	0.982	0.000	0.975	0.000	1.175	0.000	1.253	0.000	1.130	0.000	1.097	0.000

Tabla 2: Escalamiento de ciudades de Ecuador. CPV 2010. (Variable de tamaño: Número de viviendas)

Ciudad	Población		Viviendas sin acceso a agua		Viviendas sin acceso a alcantarillado		Hogares pobres		Hogares en pobreza extrema	
	p- val	α p- val	α	p- val	p- val	α	p- val	α	p- val	
Cuenca	0.135	0.000	0.693	0.000	1.080	0.000	0.392	0.000	0.61	0.000
Tulcán	0.131	0.000	0.273	0.007	1.016	0.000	0.452	0.000	0.792	0.000
Latacunga	0.066	0.011	0.487	0.000	0.777	0.000	0.273	0.000	0.413	0.000
Riobamba	0.145	0.000	0.605	0.000	0.755	0.000	0.31	0.000	0.438	0.000
Machala	0.025	0.120	0.586	0.000	0.855	0.000	0.239	0.000	0.514	0.000
Esmeraldas	0.057	0.002	0.454	0.000	0.705	0.000	0.267	0.000	0.447	0.000
Guayaquil	0.017	0.007	0.564	0.000	0.423	0.000	0.04	0.049	0.335	0.000
Ibarra	0.081	0.000	0.691	0.000	1.119	0.000	0.469	0.000	0.652	0.000
Loja	0.091	0.000	0.929	0.000	1.180	0.000	0.478	0.000	0.826	0.000
Babahoyo	0.000	0.998	0.876	0.000	0.781	0.000	0.308	0.000	0.637	0.000
Portoviejo	0.009	0.509	0.548	0.000	1.075	0.000	0.311	0.000	0.527	0.000
Quito	0.095	0.000	0.392	0.000	0.674	0.000	0.231	0.000	0.397	0.000
Ambato	0.152	0.000	0.549	0.000	0.920	0.000	0.323	0.000	0.457	0.000
Nueva Loja	0.146	0.000	0.488	0.000	1.011	0.000	0.34	0.000	0.409	0.000
El Coca	0.124	0.000	0.554	0.001	0.904	0.000	0.343	0.000	0.55	0.000
Sto. Colorados	0.128	0.000	0.643	0.000	0.881	0.000	0.359	0.000	0.517	0.000

Tabla 3: Escalamiento de ciudades de Ecuador. CPV 2010. (Variable de tamaño: Área)

Ciudad	Viviendas sin acceso a agua		Viviendas sin alcantarillado		Hogares pobres		Hogares en pobreza extrema	
	α	p- val	α	p- val	α	p- val	α	p- val
Cuenca	0.367	0.007	0.668	0.000	0.808	0.000	0.473	0.000
Tulcán	0.832	0.002	1.100	0.003	1.172	0.000	1.549	0.000
Latacunga	0.788	0.004	0.122	0.717	0.929	0.000	0.514	0.068
Riobamba	0.122	0.468	0.069	0.67	0.654	0.000	0.427	0.001
Machala	1.028	0.000	2.148	0.000	1.401	0.000	1.98	0.000
Esmeraldas	1.376	0.000	2.146	0.000	1.549	0.000	2.089	0.000
Guayaquil	0.275	0.000	2.357	0.000	1.550	0.000	1.639	0.000
Ibarra	0.986	0.000	1.283	0.000	1.387	0.000	1.133	0.000
Loja	1.016	0.000	1.371	0.000	1.305	0.000	1.38	0.000
Babahoyo	1.024	0.003	1.170	0.003	1.422	0.000	1.823	0.000
Portoviejo	1.285	0.000	1.072	0.000	1.567	0.000	1.903	0.000
Quito	0.394	0.000	0.411	0.000	0.921	0.000	0.436	0.000
Ambato	0.890	0.000	1.042	0.000	1.257	0.000	0.842	0.000
Nueva Loja	1.417	0.000	2.144	0.000	1.213	0.000	1.423	0.000
El Coca	-0.097	0.871	2.812	0.000	0.882	0.000	1.375	0.001
Sto. Colorados	1.587	0.000	1.775	0.000	1.372	0.000	1.628	0.000

Tabla 4: Escalamiento de ciudades de Ecuador. CPV 2010. (Variable de tamaño: Población)

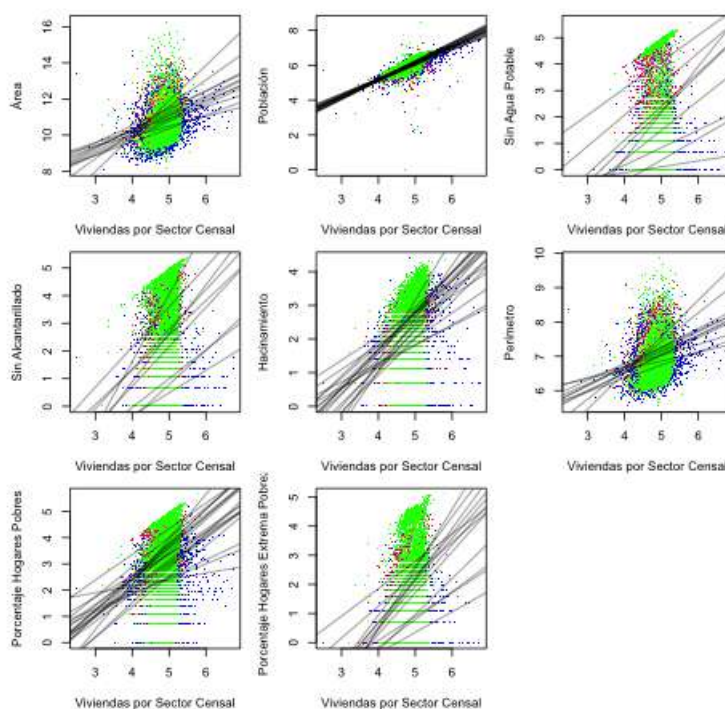


Figura 1: Estimaciones para las diversas capitales de provincias del Ecuador de relaciones alométricas de escalamiento (ecuación 9) respecto a número de viviendas. Los datos son del CPV 2010, por sector censal y están en logaritmos. En cada gráfico solo están incluidas las líneas regresión por ciudad cuyo coeficiente de la pendiente es significativo. Los coeficientes de las pendientes se pueden ver en la tabla 2. Se puede apreciar que muchas de estas pendientes son iguales o muy semejantes, estableciendo que en muchos casos existen las mismas relaciones alométricas.

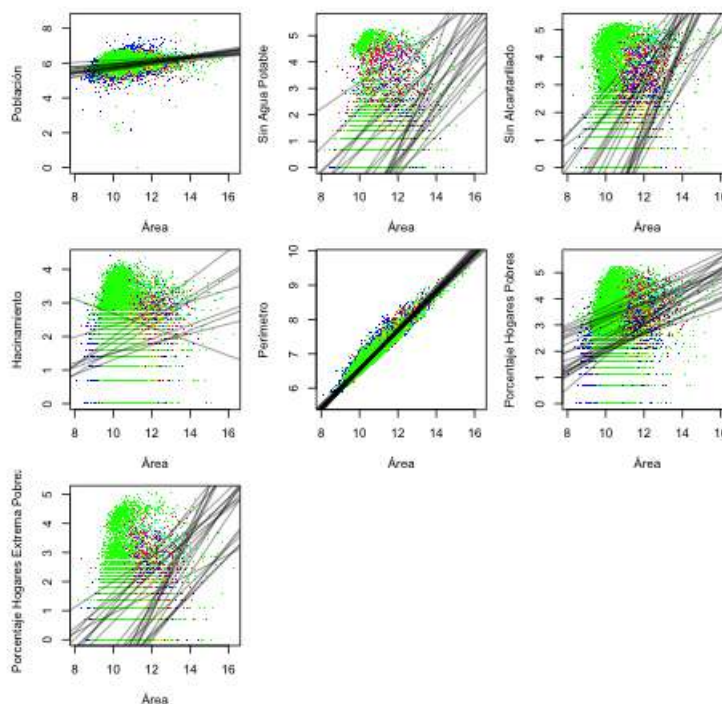


Figura 2: Estimaciones para las diversas capitales de provincias del Ecuador de relaciones alométricas de escalamiento (ecuación 9) respecto a área. Los datos son del CPV 2010, por sector censal y están en logaritmos. En cada gráfico solo están incluidas las líneas regresión por ciudad cuyo coeficiente de la pendiente es significativo. CPV 2010. Los coeficientes de las pendientes se pueden ver en la tabla 3. Se puede apreciar que muchas de estas pendientes son iguales o muy semejantes, estableciendo que en muchos casos existen las mismas relaciones alométricas.

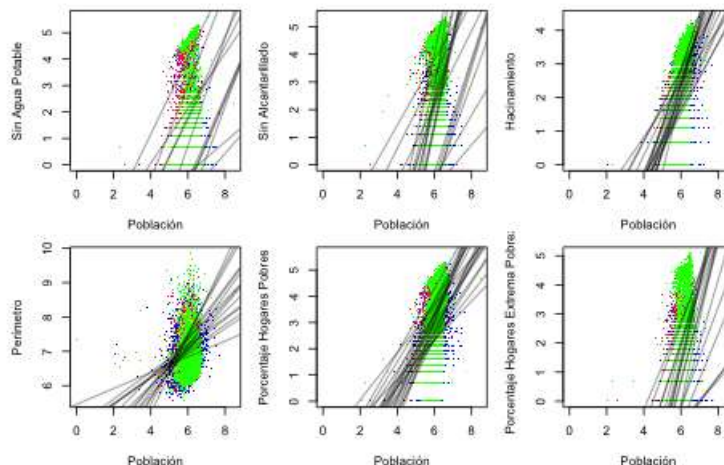


Figura 3: Estimaciones para las diversas capitales de provincias del Ecuador de relaciones alométricas de escalamiento (ecuación 9) respecto a área. Los datos son del CPV 2010, por sector censal y están en logaritmos. En cada gráfico solo están incluidas las líneas regresión por ciudad cuyo coeficiente de la pendiente es significativo. Los coeficientes de las pendientes se pueden ver en la tabla 4. Se puede apreciar que muchas de estas pendientes son iguales o muy semejantes, estableciendo que en muchos casos existen las mismas relaciones alométricas.

Distribución del Ingreso Mensual en Quito-2013

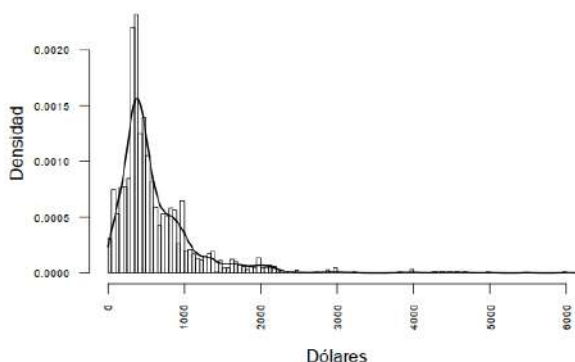


Figura 4: Histograma de ingresos en Quito en el 2013 y estimación no paramétrica de la densidad. Fuente ENEMDU

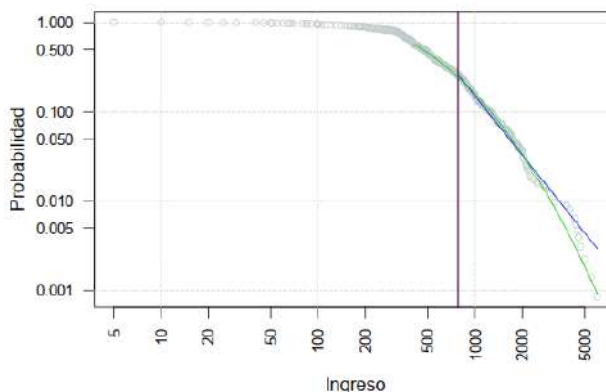


Figura 5: Función de probabilidad acumulada inversa para los ingresos mensuales en Quito-2013. La línea azul muestra el ajuste de la ley de potencia, la línea vertical es el $x_{min} = 780$; la línea verde es el ajuste de la ley lognormal, $x_{min} = 480$. Fuente ENEMDU 2013.

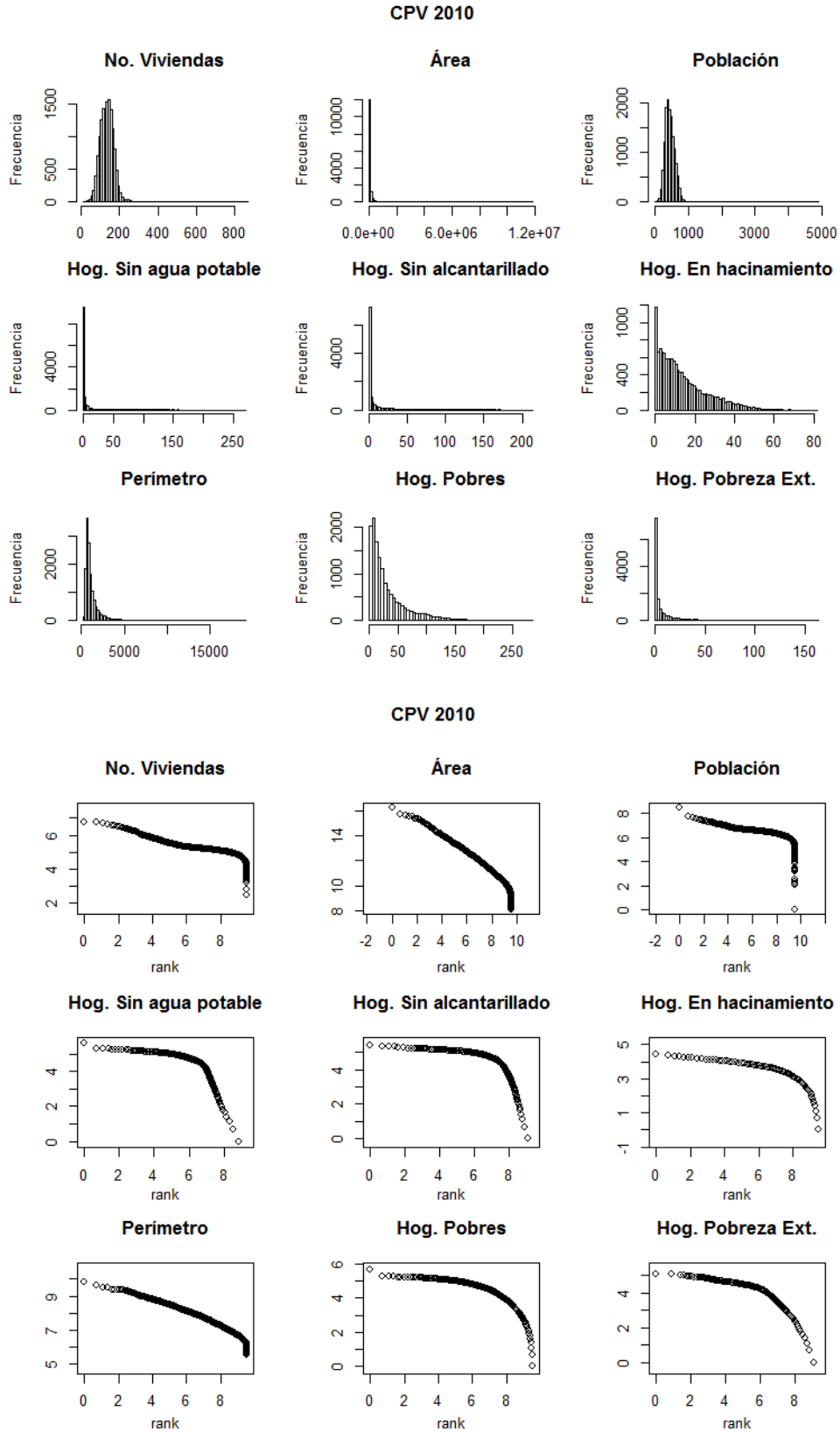


Figura 6: Histogramas y gráficos de Zipf para de las variables del Censo de Población y Vivienda 2010 usadas en el estudio. Los gráficos sugieren en general leyes de potencia.

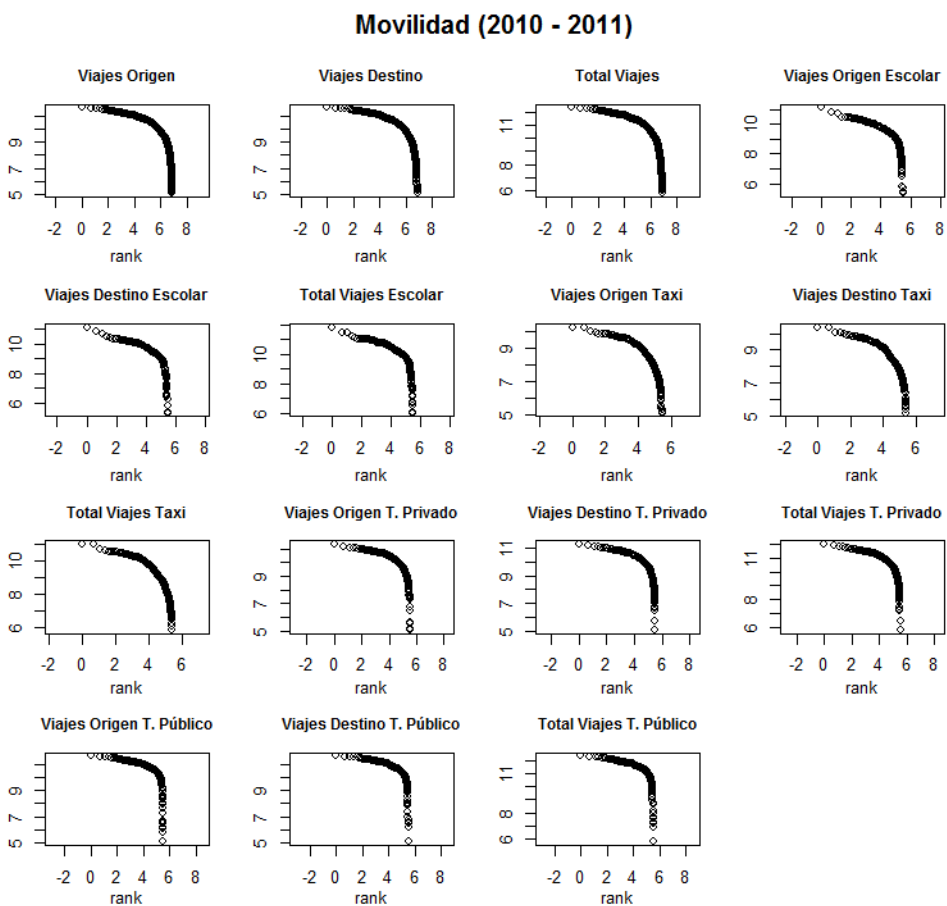
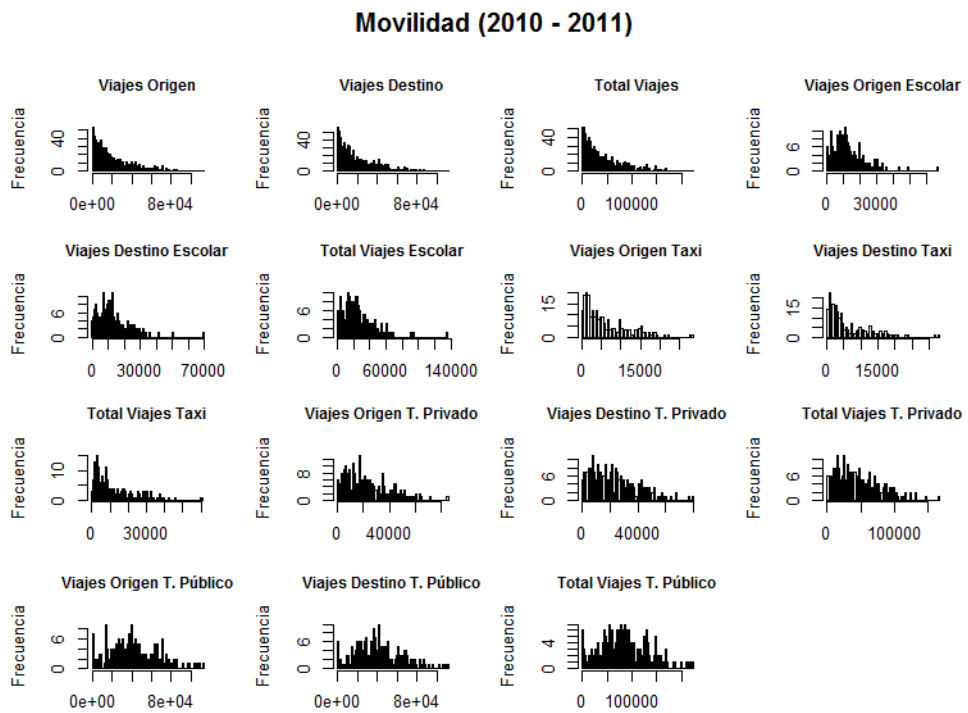


Figura 7: Histogramas y gráficos de Zipf para de las variables de movilidad en Quito usadas en el estudio. Los gráficos no sugieren en general leyes de potencia.

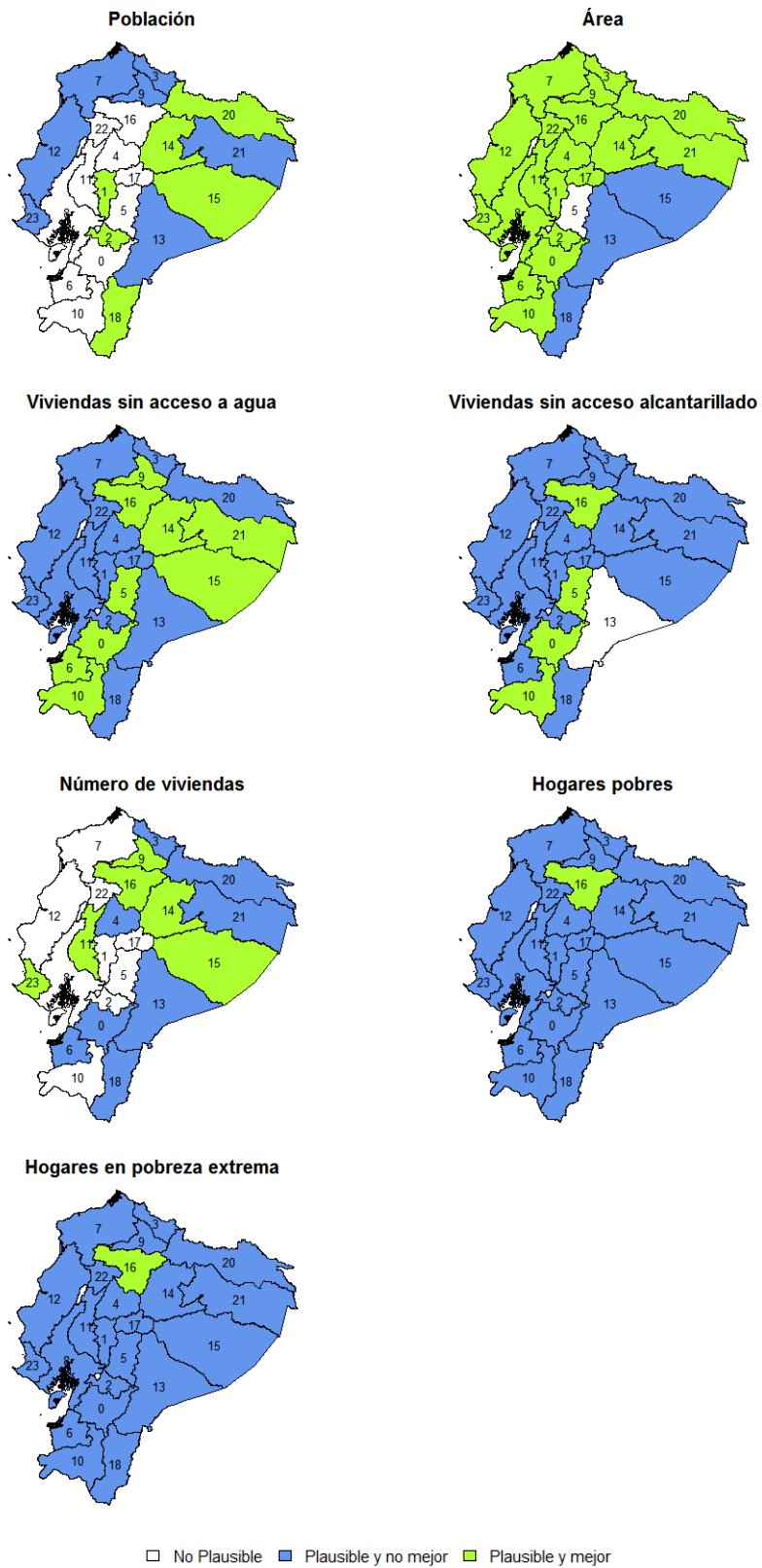


Figura 8: Estimaciones de Ley Potencia Cabeceras Cantonales

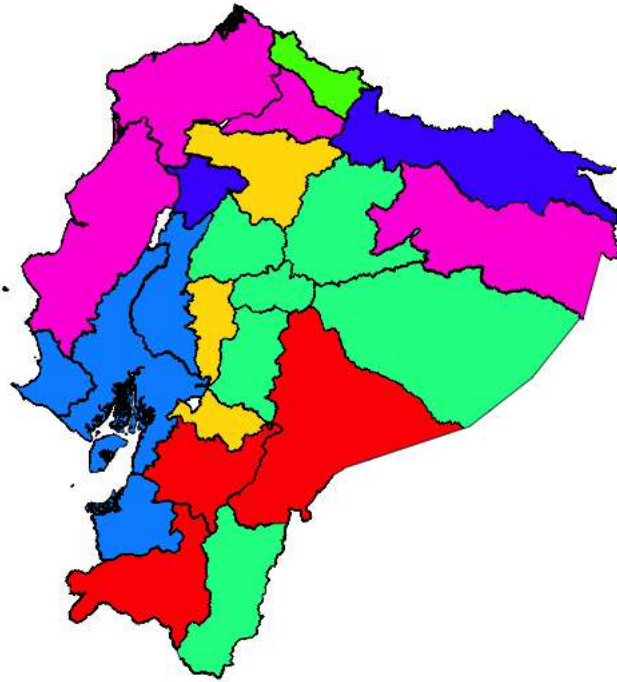
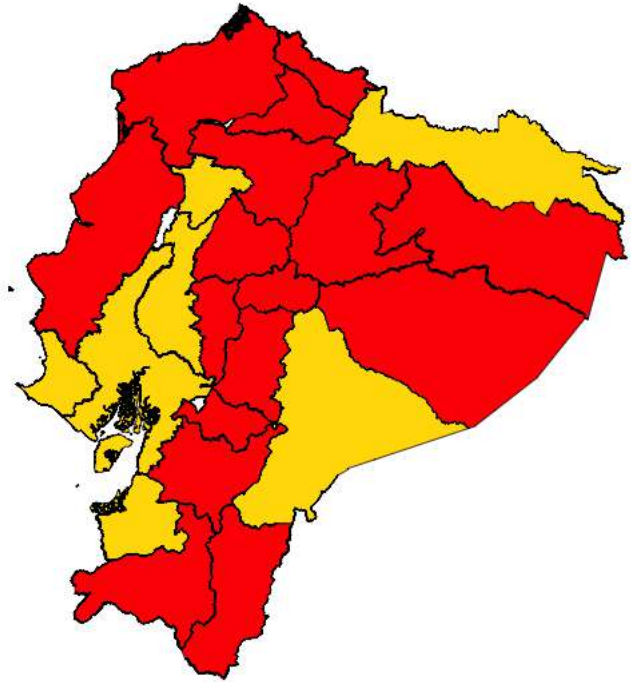
Agromeración óptima con siete conglomerados**Agromeración con dos conglomerados**

Figura 9: Aglomeraciones de ciudades de Ecuador, según sus valores α de ley de potencia. Se usa el método de mezcla de distribuciones normales para la estimación de los aglomerados. El panel izquierdo corresponde a la aglomeración óptima con siete conglomerados, panel derecho corresponde a una aglomeración con 2 conglomerados, Si se usa el BIC para establecer el número de conglomerados no hay formaciones de conglomerados entre 2 y 7 que sean comparables según este criterio.

Ciudad	Número de viviendas		Área		Población		Viviendas sin acceso a agua		Viviendas sin alcantarillado		Hacinamiento		Perímetro		Hogares Pobres		Hogares Extrema Pobreza	
	α	pval	α	pval	α	pval	α	pval	α	pval	α	pval	α	pval	α	pval	α	pval
Cuenca	10.50	1.00	2.45	1.00	7.20	1.00	1.64	1.00	1.55	1.00	-	-	2.95	0.00	2.83	1.00	1.90	1.00
Guaranda	4.77	0.00	2.19	1.00	9.29	0.10	1.70	0.93	-	-	-	2.46	0.00	4.27	0.93	2.09	0.53	
Azogues	-	-	2.17	1.00	-	-	1.78	0.83	-	-	4.28	1.00	5.03	0.07	5.49	0.97	-	
Tulcán	11.04	0.63	2.59	1.00	16.74	0.63	2.65	1.00	2.32	1.00	6.14	1.00	3.22	0.00	4.13	1.00	3.47	1.00
Latacunga	14.32	0.80	2.45	1.00	9.55	0.30	2.30	1.00	-	-	3.36	1.00	3.90	0.73	3.23	1.00	2.64	1.00
Riobamba	12.41	1.00	2.69	1.00	8.87	0.53	1.85	1.00	1.82	1.00	5.70	1.00	3.12	0.00	2.95	1.00	2.47	1.00
Machala	16.30	1.00	2.15	1.00	11.04	0.87	1.69	1.00	1.44	0.00	9.92	1.00	3.39	0.87	2.31	0.96	4.57	0.70
Esmeraldas	14.01	1.00	2.25	1.00	15.79	0.47	3.20	1.00	5.14	1.00	6.11	1.00	3.23	0.73	4.30	1.00	3.63	1.00
Guayaquil	18.07	1.00	1.96	1.00	14.08	1.00	1.50	1.00	1.29	0.00	9.62	1.00	2.94	1.00	2.56	1.00	1.69	1.00
Ibarra	9.07	0.93	2.19	1.00	10.43	0.46	1.74	1.00	3.24	1.00	7.11	1.00	3.53	0.50	3.57	1.00	1.88	1.00
Loja	10.10	1.00	1.96	1.00	8.62	0.80	1.52	0.97	1.45	0.97	8.12	1.00	2.27	0.00	6.43	1.00	4.25	0.97
Babahoyo	22.65	0.33	2.10	1.00	-	-	3.44	1.00	1.34	0.00	9.39	1.00	3.25	0.10	2.17	0.00	8.65	1.00
Portoviejo	15.48	1.00	2.11	1.00	13.23	0.23	1.62	0.83	1.34	0.00	6.82	1.00	2.70	0.00	2.56	0.53	6.32	0.97
Macas	-	-	1.78	1.00	5.33	0.40	1.93	1.00	1.43	0.00	6.95	1.00	2.66	0.77	-	-	2.74	0.97
Tena	-	-	2.59	1.00	6.65	0.40	2.16	1.00	-	-	6.03	1.00	-	-	6.19	1.00	-	-
Puyo	7.11	0.10	2.58	1.00	6.86	0.10	2.10	1.00	2.96	0.67	4.19	1.00	5.64	0.97	2.71	1.00	2.94	1.00
Quito	4.07	1.00	3.07	1.00	5.64	1.00	2.00	1.00	1.71	1.00	6.30	1.00	5.98	1.00	3.58	1.00	2.37	1.00
Ambato	11.07	1.00	2.71	1.00	10.36	0.20	2.45	1.00	3.52	1.00	4.36	1.00	3.76	0.77	3.01	1.00	2.56	1.00
Zamora	8.54	0.43	2.19	1.00	3.74	0.00	1.51	0.00	2.18	1.00	3.90	0.93	6.81	0.43	3.10	0.83	2.33	0.83
Nueva Loja	7.25	0.93	2.49	1.00	5.45	0.07	2.28	0.00	4.87	0.97	6.40	0.97	4.79	0.50	2.98	0.00	6.40	1.00
El Coca	19.69	0.97	2.51	1.00	11.10	0.63	1.70	0.97	1.34	0.00	7.31	1.00	3.33	0.47	2.83	1.00	2.20	1.00
Sto. Colorados	13.77	1.00	2.53	1.00	12.04	0.50	1.41	0.00	1.89	0.27	7.76	1.00	3.81	0.63	1.97	0.00	3.82	1.00
Sta. Elena	7.13	1.00	2.17	1.00	16.98	0.77	2.63	1.00	2.59	0.00	4.59	1.00	2.70	0.03	3.33	0.57	2.92	0.83
Promedio	11.7	-	2.3	-	11.1	-	2.0	-	-	-	6.6	-	-	-	3.6	-	3.6	-
C.V.	0.40	-	0.13	-	0.56	-	0.27	-	-	-	0.35	-	-	-	0.38	-	0.50	-

Tabla 51. Estimaciones de Ley Potencia. Para cada una de las cabeceras cantonales del Ecuador, sin tomar en cuenta Galápagos, se estimó una ley de potencia para nueve variables representativas. También se llevó a cabo una prueba de hipótesis con bootstrapping sobre si la distribución seguía una ley de potencia o no. Se reportan los valores α de la ley de potencia y el valor-p de la prueba de hipótesis. Se emarcó a los valores-p que rechazan la hipótesis nula de una ley de potencia. Cuando la cantidad de datos en la cola fue menor a 21, no se reportó la estimación.

Variables	x_{min}	Ley Potencia		Log-normal		Exponencial		Poisson		
		α	pval-KS	% cola	pval-RLV	estad	pval-RLV	estad	pval-RLV	estad
Número de delitos contra el patrimonio año 2010	21	2.19	0.33	0.249	0.096	-1.667	0.181	1.339	0.002	3.045
Número de delitos contra el patrimonio año 2011	20	2.06	0.00	0.321	0.069	-1.816	0.086	1.717	0.006	2.727
Número de delitos contra el patrimonio año 2012	32	2.09	0.00	0.288	0.099	-1.648	0.059	1.890	0.004	2.849
Número de delitos contra el patrimonio año 2013	26	2.06	0.00	0.283	0.048	-1.981	0.109	1.601	0.004	2.890
Viajes por zona de origen	39831	4.12	1.00	0.177	0.000	40.853	0.000	21.568	0.000	7.710
Viajes por zona de destino	40874	4.18	1.00	0.164	0.000	65.474	0.000	25.343	0.000	8.119
Total viajes por zona	84254	4.30	1.00	0.154	0.000	-144.680	0.000	-35.273	0.000	7.498
Viajes en t. escolar o empresa por zona de destino	9355	2.85	0.00	0.598	0.013	-2.474	0.081	1.743	0.000	5.130
Viajes en t. escolar o empresa por zona de origen	9331	2.87	0.00	0.602	0.021	-2.306	0.059	1.887	0.000	4.910
Total viajes en t. escolar o empresa por zona	21183	3.04	0.93	0.516	0.045	-2.002	0.012	2.508	0.000	4.513
Viajes en taxi por zona de origen	3192	2.13	0.00	0.596	0.001	-3.457	0.001	-3.372	0.000	8.905
Viajes en taxi por zona de destino	13816	5.00	1.00	0.124	0.000	-169.862	0.000	-18.050	0.013	2.488
Total viajes en taxi por zona	26202	5.47	0.93	0.142	0.000	-384.344	0.000	-64.732	0.011	2.531
Viajes en transporte privado por zona de origen	40674	5.99	1.00	0.166	0.000	-653.541	0.000	-143.618	0.002	3.039
Viajes en transporte privado por zona de destino	39043	6.46	1.00	0.174	0.000	-484.720	0.000	-159.676	0.000	3.707
Total viajes en transporte privado por zona	73922	5.10	1.00	0.202	0.000	-314.747	0.000	-111.117	0.000	3.819
Viajes en transporte público por zona de origen	37872	3.59	0.00	0.534	0.008	-2.636	0.000	4.953	0.000	8.151
Viajes en transporte público por zona de destino	38023	3.60	0.80	0.518	0.008	-2.636	0.000	4.953	0.000	8.151
Total viajes en transporte público por zona	72684	3.55	1.00	0.569	0.006	-2.736	0.000	5.013	0.000	8.212

Tabla 6: Otras Estimaciones de Ley Potencia: Quito

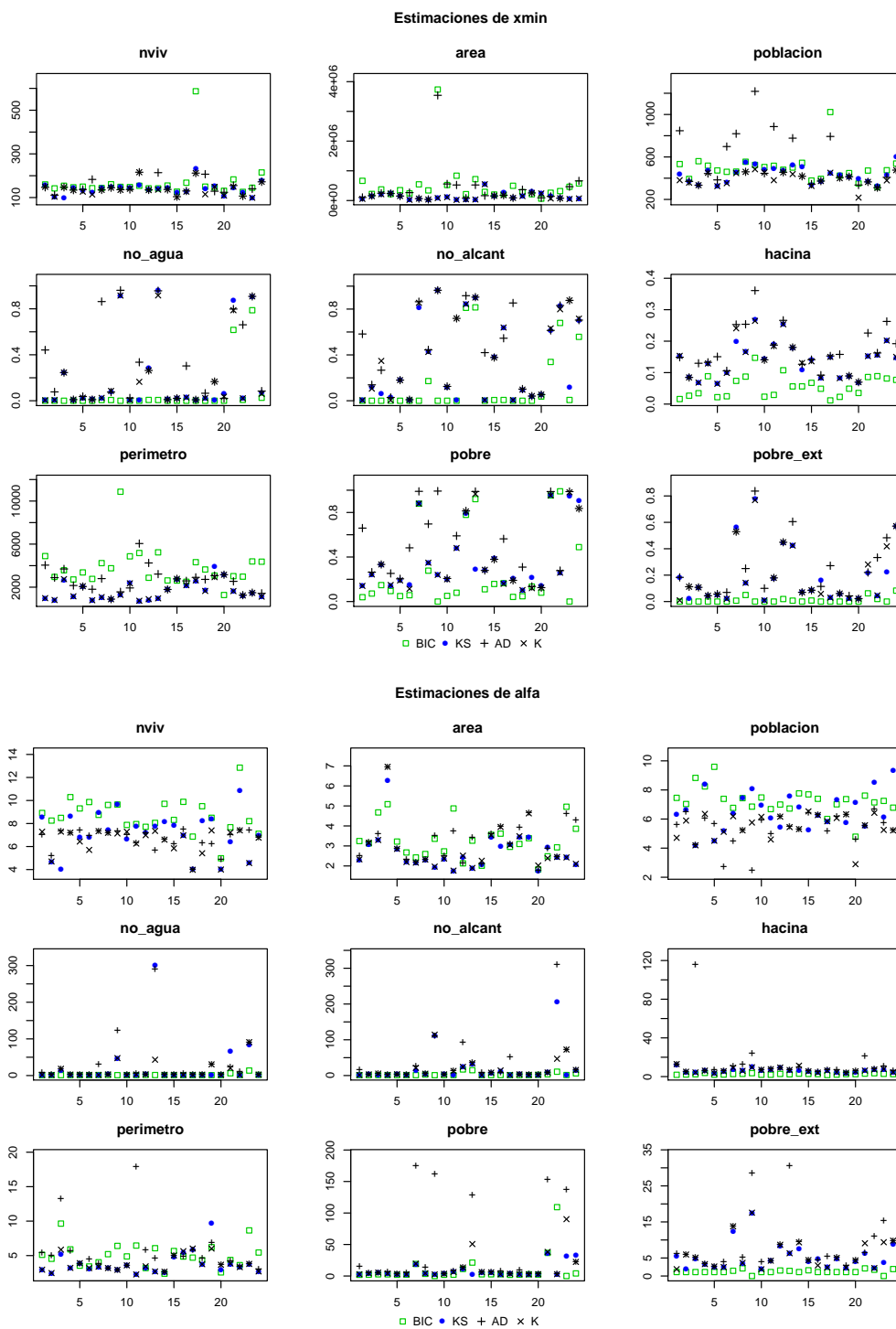
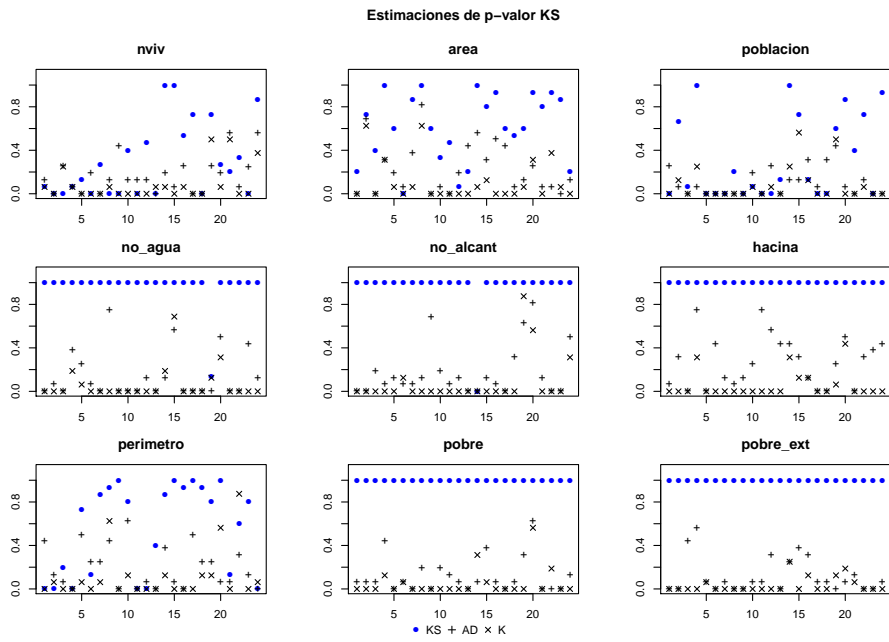
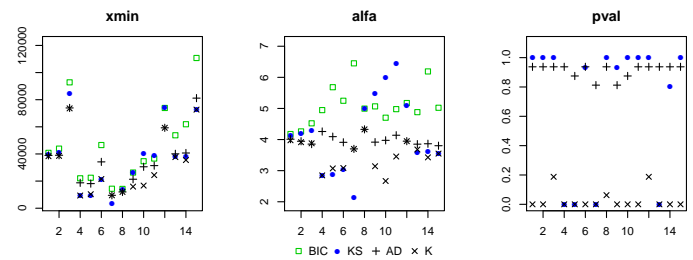


Figura 10: Contraste de métodos de estimación (Cabeceras cantonales)



Contraste de estimaciones de movilidad



Contraste de estimaciones de robos

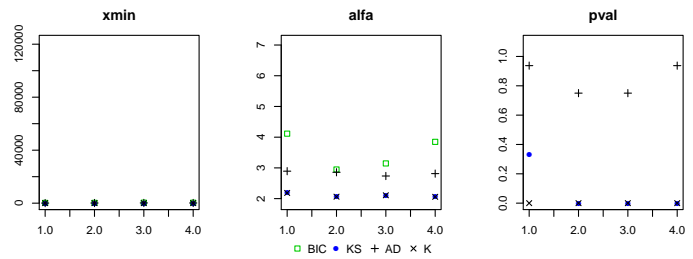


Figura 11: Contraste de métodos de estimación (Quito)

Causal behaviour on Carter Spacetime

Oihane F. Blanco^{1*} and Andrea Moreira¹

¹Departamento de Matemáticas - Facultad de Ciencias, Colegio Politécnico. Universidad San Francisco de Quito.

Vía Interoceánica S/N y Diego de Robles. Cumbayá - Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: ofernandez@usfq.edu.ec

Editado por/Edited by: Cesar Zambrano, Ph.D.

Recibido/Received: 2015/04/02. Aceptado/Accepted: 2015/05/05.

Publicado en línea/Published on Web: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Abstract

In this work we will focus on the causal character of Carter Spacetime (see [2],[10]). The importance of this spacetime is the following: for the causally best well behaved spacetimes (the globally hyperbolic ones), there are several characterizations or alternative definitions. In some cases, it has been shown that some of the causal properties required in these characterizations can be weakened. But Carter spacetime provides a counterexample for an impossible relaxation in one of them. We studied the possibility of Carter spacetime to be a counterexample for impossible lessening in another characterization, based on the previous results.

In particular, we will prove that the time-separation or Lorentzian distance between two chosen points in Carter spacetime is infinite. Although this spacetime turned out not to be the counterexample we were looking for, the found result is interesting *per se* and provides ideas for alternate approaches to the possibility of weakening the mentioned characterization.

Keywords. theory of causality, global hyperbolicity, Carter spacetime.

2015 *Mathematics Subject Classification:* 53Z05, 53C80, 53C50, 53B30, 51H25.

Comportamiento de causalidad en el espaciotiempo de Carter

Resumen

En esta investigación nos enfocamos en el carácter causal del espaciotiempo de Carter (ver [2],[10]). Este espaciotiempo es importante por la siguiente razón: para los espaciotiempos con un comportamiento causal óptimo, es decir, los globalmente hiperbólicos, existen varias caracterizaciones o definiciones alternativas. En algunos casos se ha demostrado que ciertas condiciones de causalidad requeridas en tales caracterizaciones pueden relajarse. Pero el espaciotiempo de Carter nos da un contraejemplo que hace imposible la relajación en una de ellas. Basándonos en estos resultados previos, estudiamos la posibilidad de que el espaciotiempo de Carter sea también un contraejemplo para otra caracterización.

En particular, demostraremos que la separación temporal o distancia Lorentziana entre dos puntos del espaciotiempo de Carter es infinita. Si bien este espaciotiempo resultó no ser el contraejemplo buscado, la conclusión es de por sí interesante y aporta ideas alternativas para estudiar la posibilidad o no de rebajar la condición en la caracterización mencionada.

Palabras Clave. teoría de causalidad, hiperbolicidad global, espaciotiempo de Carter.

1 Introduction

In the intersection between General Relativity and Lorentzian Geometry there is an interesting theory, called the Theory of Causality, which studies the causal relations between points by analyzing the behaviour of the causal curves in a spacetime both locally and globally. We will focus our attention on the causal structure of Carter spacetime (see [2],[10]) and on the alternate characterizations for the causally best well-behaved spacetimes in the causal ladder: the globally hyperbolic spacetimes.

In this section, we will introduce some basic notation and conventions in Lorentzian geometry and an outline of this paper. We will not state any of the definitions and properties in Theory of Causality since, if interested, one can find an excellent review on the last advances on Theory of Causality in [3], where all the required definitions, the causal conditions and the interplay between them are carefully studied. It is worth mentioning that a new and interesting ordering of spacetimes has been recently carried out by García-Parrado and Senovilla in

[6], [7], and refined by García-Parrado and Sánchez in [8].

1.1 Notation and conventions

In this article, a *spacetime* (M, g) is a Hausdorff, paracompact, (space) orientable, time orientable, connected and differentiable manifold of dimension $n \geq 2$, together with a non-degenerate 2-covariant tensor field g of signature $\mathbb{R}^1(+ - \dots -)$. A point p in a spacetime is usually called an *event*. The *Lorentzian metric* g over a spacetime ensures the existence of a unique torsion-free $(\nabla_x Y - \nabla_Y X = [X, Y])$ connection or covariant derivative, the *Levi-Civita connection* ∇ on M , under which the metric g is covariantly constant $(\nabla g = 0)$. It also allows to define the causal character of a vector $v \in T_p M$: it is *timelike* if $g_p(v, v) > 0$; *spacelike* if $g_p(v, v) < 0$; *lightlike* if $g_p(v, v) = 0$ and $v \neq 0$; *causal* if it is timelike or lightlike, and *null*² if it is lightlike or the zero vector. At each point p of a *Lorentzian manifold* (M, g) , i.e. a differentiable manifold endowed with a Lorentzian metric, the set of all causal vectors in the tangent space $T_p M$ is called the *causal cone* over p . This cone has two connected components. A time orientation at p is the choice of one of the connected components, which will be called *the future causal cone*; obviously, the other component is called the *past causal cone*³. Moreover, a spacetime is *time orientable* if and only if there exists a globally defined (non-unique) timelike vector field V , which will give the future direction of the spacetime. In that case, any causal vector $v \in T_p M$ is *future directed* if and only if $g_p(v, V_p) > 0$ and *past directed* if and only if $g_p(v, V_p) < 0$. The causal cones defined on a spacetime M are a subset of $T_p M$ at each point p . Recall that globally the metric of a spacetime changes from point to point and that causes the cones to twist when moving through it.

Let α be a differentiable curve with $d\alpha \neq 0$ (i.e., with non-vanishing tangent vector field α') defined on an interval $I \subset \mathbb{R}$, being $\tau \in I$ the parameter of the curve. The end values a and b of the interval may be infinity, that is $-\infty \leq a < b \leq \infty$. The curve α is *timelike*, *lightlike*, *spacelike* or *causal* if its tangent vector α' is timelike, lightlike, spacelike or causal respectively, at every $\tau \in I$. Let p, q be two points in M . We say that α connects p with q if $\alpha(a) = p$ and $\alpha(b) = q$. Moreover, a causal curve α is *future directed* if its tangent vector is future directed at every $\tau \in I$. Let now α be a future directed causal curve. If $\lim_{\tau \rightarrow a} \alpha(\tau) = p$, the event p is the *past endpoint* of the curve, and if $\lim_{\tau \rightarrow b} \alpha(\tau) = q$, the event q is the *future endpoint* of the curve. If there is no future/past endpoint, the curve is said to be *future/past inextendible*; if there are no endpoints, the curve is said to be *inextendible*. A piecewise differentiable curve α'

is said to be *timelike*, *lightlike*, *spacelike* or *causal* if in each differentiable piece α' is a timelike, lightlike, spacelike or causal curve respectively, and the two lateral tangent vectors at each break lie in the same causal cone. From now on, if it is not specified, a curve will be piecewise differentiable. The *length* over a spacetime of a piecewise differentiable timelike, lightlike or spacelike curve $\alpha(\tau)$ between two points $p = \alpha(a)$ and $q = \alpha(b)$ is defined as:

$$L(\alpha) = \int_a^b \sqrt{|g(\alpha'(\tau), \alpha'(\tau))|} d\tau. \quad (1)$$

Let $C(p, q)$ be the set of all future directed piecewise differentiable causal curves connecting p with q . The *Lorentzian distance* or *time separation between the points p and q* on a Lorentzian manifold (M, g) is defined as:

$$d(p, q) = \sup_{\alpha \in C(p, q)} L(\alpha)$$

Let now (M, g) be a spacetime and $p \in M$. The *chronological future* of p , denoted by $I^+(p)$, is defined as the set of points in M that can be connected with p by a (piecewise differentiable) past directed timelike curve. The *causal future* of p , denoted by $J^+(p)$, is defined as the set of points in M that can be connected with p by a (piecewise differentiable) past directed causal curve, plus p . The chronological past $I^-(p)$ and causal past $J^-(p)$ are defined in an analogous way. There is another interesting set, used in the next sections, which is nothing but the intersection of the causal future of p and the causal past of q : $J(p, q) = J^+(p) \cap J^-(q)$.

We shall also mention the Lorentzian structure inherited by a submanifold M' of a Lorentzian manifold (M, g) . There is a classification similar to that of the vectors of $T_p M$. If $g|_{M'}$ is the Lorentzian metric restricted to vector fields in TM' , then M' is a *timelike submanifold* if $g|_{M'}$ is a Lorentzian metric; a *spacelike submanifold* if $g|_{M'}$ is a Riemannian metric, and a *lightlike submanifold* if the bilinear form $g|_{M'}$ is degenerate.

1.2 Outline of this paper

The spacetime we are focusing on in this article is defined in [2], and we will refer to it as Carter spacetime. Our interest on Carter spacetime arose from the fact that it was used as a counterexample, proving that the strong causality condition in a spacetime cannot be weakened at the same time as the compactness condition, if one were to characterize globally hyperbolic spacetimes (see counterexample [3.6]). For that reason, a complete section is left to an analysis of Carter spacetime and its causal behaviour (Section 2). In that section we will prove that Carter spacetime is causal (section 2.1) but not strongly causal (section 2.2), that the set $J(p, q)$ is compact (section 2.3) and, the main result of this article, that the Lorentzian distance between some points is infinite (section 2.4, Proposition 2.1).

¹Depending on the convention, sometimes the signature $(- + \dots +)$ is used instead.

²Sometimes only the zero vector is called null.

³In a similar way, one can define future/past timelike cones, and future/past lightlike cones.

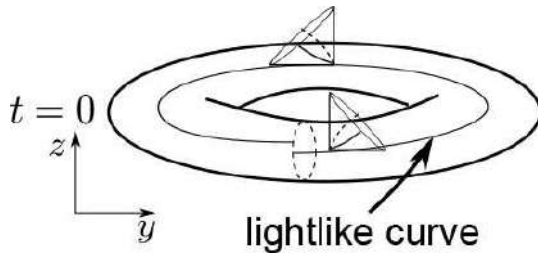


Figure 1: The lightlike hypersurface $S_0 = t = 0$.

The global hyperbolicity condition, which is the strongest in the causal ladder, is crucial in the Singularity theorems of General Relativity, and its various equivalent definitions are the motivation of this work. For that reason, it will be addressed in more detail in section 3. Finally, as a consequence of our result, we will discuss some points and open questions related to the subject of global hyperbolicity in section 4.

2 Carter Spacetime

The differentiable manifold M on this particular spacetime is defined as a quotient space of \mathbb{R}^3 diffeomorphic to $\mathbb{R} \times \mathbb{T}^2$, with the following identifications:

$$\begin{aligned} (t, y, z) &\sim_1 (t, y, z + 1), \\ (t, y, z) &\sim_2 (t, y + 1, z + a), \\ &\text{with } a \in (0, 1) \cap (\mathbb{R} \setminus \mathbb{Q}). \end{aligned}$$

For every surface $\{t = t_0\}$ with t_0 constant, we obtain a cylinder under the first equivalence relation, and under the second equivalence relation we get a torus in which the points $(0, z)$ are identified to $(1, z + a)$. This last set of equivalence classes will be crucial to prove that the spacetime is causal since, when identifying the edges of the cylinder after the first identification, the torus twists a little, so that the closed causal curve keeps turning around it, without ever closing, as it will be shown in the next section (see figure 1).

The metric in Carter spacetime is defined by (see [2], [10]):

$$ds^2 = c(t) (dt^2 - dy^2) + 2tdtdy - dz^2,$$

with $c(t) = (\cosh(t) - 1)^2$. The signature for this metric is $(1, -1, -1)$ and the time orientation is such that the causal vector field ∂_t is directed to the future. Notice that, if $t_0 \neq 0$, the surface $S = \{t = t_0\}$ is spacelike, since the metric there becomes

$$g|_S = -c(t_0)dy^2 - dz^2,$$

with signature $(-, -)$. By contrast, in the surface $S_0 = \{t = 0\}$ the metric is degenerate:

$$g|_{S_0} = -dz^2$$

and the surface is lightlike.

2.1 Carter spacetime is causal

Our aim is to prove that the lightlike curve in figure 1 is an endless non-closed causal curve, as it is suggested in the figure. Let $t_0 \neq 0$ be a fixed value. Since all vectors lying in $S = \{t = t_0\}$ are spacelike, the causal cone of any point p in S does not intersect S . This means that the tangent vector of any future directed causal curve passing through S must have an increasing t -coordinate, and thus the curve cannot be closed unless it reaches $t = 0$. Therefore, we can restrict our search to the surface $S_0 = \{t = 0\}$, which is a lightlike surface as seen above.

For a curve $\alpha(\tau) = (0, \alpha_2(\tau), \alpha_3(\tau))$ in S_0 to be causal, it must satisfy the condition

$$g(\alpha'(\tau), \alpha'(\tau)) = -(\alpha_3'(\tau))^2 \geq 0$$

and therefore $\alpha_3'(\tau) = 0$. Consequently, up to reparametrizations, the causal curves that could be closed on the surface S_0 would be of the form:

$$\alpha(\tau) = (0, \alpha_2(\tau), k).$$

Let us prove that the curve $\alpha(\tau) = (0, \alpha_2(\tau), 0)$ starting at $(0, 0, 0)$ is not closed—the others can be obtained by a translation of this one. Assuming that α is a future directed piecewise differentiable curve, that is $g(\alpha', \partial t) > 0$, one concludes that $\alpha_2' > 0$. A convenient reparametrization leads to $\alpha(y) = (0, y, 0)$.

By the definition of Carter spacetime, the event $(0, 0, 0)$ has the following equivalent events:

$$(0, 0, 0) \sim_1 (0, 0, n) \sim_2 (0, m, n + am), \text{ with } n, m \in \mathbb{Z} - \{0\}.$$

For the curve α to be closed, there must exist a parameter $y_0 \neq 0$ such that $\alpha(y_0)$ is in the equivalence class of $(0, 0, 0)$. That is, $(0, y_0, 0) = (0, m, n + am)$, for some $m, n \in \mathbb{Z}$. But this is impossible since $m = y_0 \neq 0$ and a is irrational.

2.2 Carter spacetime is not strongly causal

One of the consequences of being a strongly causal spacetime is that there cannot exist totally or partially imprisoned causal curves in a compact set (see for instance [3, Prop. 3.13]). A causal curve is totally (resp. partially) imprisoned in a compact set if once it enters the set it never leaves it (resp. if the curve leaves the set, it will continually re-enter it). But the causal curve constructed in section 2.1 is contained in $\{0\} \times \mathbb{T}^2$, which is a compact set. Therefore Carter spacetime is not strongly causal.

2.3 The set $\overline{J(p, q)}$ is compact in Carter spacetime

Let p, q be two points in Carter spacetime and t_p, t_q the t -coordinates of p and q , respectively. Since any future directed causal curve connecting p and q must have a non-decreasing t -coordinate, we may conclude that $J(p, q) \subset [t_p, t_q] \times \mathbb{T}^2$, which is compact. Therefore the closure $\overline{J(p, q)}$ is compact⁴, for all p, q in M . This interesting property was pointed out for the first time in [5]. It makes of Carter spacetime a counterexample to the question of whether the conditions of strong causality and compactness of $J(p, q)$ for a globally hyperbolic space could be simultaneously replaced by the weaker conditions of causality and compactness of $\overline{J(p, q)}$ (see Section 3).

2.4 The time-separation in Carter spacetime reaches infinite value

The main result of this paper is presented in the following proposition:

Proposition 2.1 *There exist at least two points p and q in Carter spacetime such that their Lorentzian distance $d(p, q)$ is infinite.*

The arc length functional given in formula (1) for causal curves $\alpha(\tau) = (t(\tau), y(\tau), z(\tau))$ in Carter spacetime becomes:

$$L(\alpha) = \int_{\tau_0}^{\tau_1} \sqrt{g(\alpha', \alpha')} d\tau = \int_{\tau_0}^{\tau_1} \sqrt{c(t(\tau))(t'(\tau)^2 - y'(\tau)^2) + 2y'(\tau)t'(\tau) - z'(\tau)^2} d\tau. \tag{2}$$

Our goal is to build a sequence of timelike curves $\{\alpha_n\}_{n \in \mathbb{N}}$ connecting a point p in $\{t = t_p < 0\}$ to another point q in $\{t = t_q > 0\}$ in such a way that the lengths of those curves are not bounded from above. Since Carter spacetime was obtained by the projection $\Pi : \mathbb{R}^3 \rightarrow \mathbb{R} \times \mathbb{T}^2$, the elements of \mathbb{R}^3 will be denoted with a \sim above them and their images under the projection without it. In order to prove Proposition 2.1 we need some auxiliary lemmas:

Lemma 2.2 *In Carter Spacetime, for each p with $t_p < 0$, there exists a future inextendible timelike curve β starting at p and never intersecting $S_0 = \{t = 0\}$, such that $L(\beta) = \infty$.*

Proof.

Let $p = (t_p, y_p, z_p)$ be a point in Carter spacetime, with z_p a value in the interval $[0, 1)$ and $t_p < 0$. The length functional (2) over the (not yet projected) curves⁵ in \mathbb{R}^3 given by $\tilde{\alpha}(\tau) = (t(\tau), \tilde{y}(\tau), z_p)$, after a reparametrization of the type $t = t(\tau)$ becomes:

$$L(\tilde{\alpha}) = \int_{t_p}^{t_1} \sqrt{c(t)(1 - \tilde{y}'(t)^2) + 2\tilde{y}'(t)dt}.$$

⁴Every closed subset of a compact set is also compact.

⁵since $\tilde{z}_p = z_p$ and $\tilde{t} = t$ for any t , we will not use \sim .

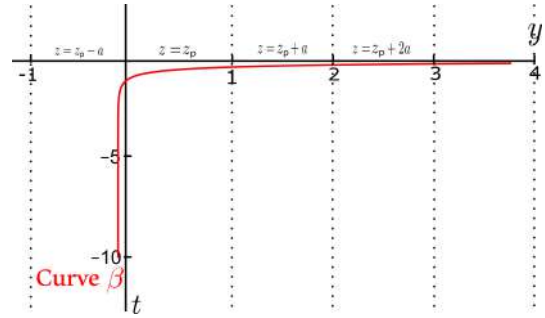


Figure 2: The curve β defined in $[t_p, 0)$, in Carter spacetime.

Let $t_1 = 0$. For any $t \in (t_p, 0)$, the radicand in L is a quadratic polynomial in $\tilde{y}'(t)$ that reaches its maximum value at $\tilde{y}'_0(t) = \frac{1}{c(t)}$, thus

$$\tilde{y}_0(t) = \frac{\sinh(t)(\cosh(t) - 2)}{3c(t)} + k. \tag{3}$$

Take $k \in \mathbb{R}$ such that $\tilde{y}_0(t_p) = y_p$. Note that $\tilde{y}_0(t)$ is defined for $t < 0$. Define over the interval $[t_p, 0)$ the curve $\tilde{\beta}(t) = (t, \tilde{y}_0(t), z_p)$. This curve starts at \tilde{p} , which becomes p in Carter spacetime, and satisfies:

$$L(\tilde{\beta}) = \int_{t_p}^0 \sqrt{\frac{1 + c(t)^2}{c(t)}} dt > \int_{t_p}^0 \sqrt{\frac{1}{c(t)}} dt = \infty. \tag{4}$$

Since $c(t)$ is positive for any $t < 0$, it results that $g(\tilde{\beta}', \tilde{\beta}') = g(\tilde{\beta}', \partial_t) = \frac{1+c(t)^2}{c(t)} > 0$, therefore $\tilde{\beta}$ is a future directed timelike curve, and it is future inextendible because $\lim_{t \rightarrow 0} \tilde{y}_0(t) = \infty$. Indeed, t never reaches zero so that this curve does not intersect $S_0 = \{t = 0\}$.

The required curve β in Carter spacetime is obtained by projecting the curve $\tilde{\beta}$ (see figure 2).

□

Recall that our aim is to construct a sequence of timelike curves $\{\alpha_n\}_{n \in \mathbb{N}}$ connecting a point p in $\{t = t_p < 0\}$ to another point q in $\{t = t_q > 0\}$. The reasoning above suggests that the value of L (for an appropriate choice of $z' = 0$) cannot be bounded for a sequence of curves $\{\alpha_n\}_{n \in \mathbb{N}}$ built in the following way: if $\{t_n\}_{n \in \mathbb{N}}$ is a sequence of negative values converging to zero, then for each $n \in \mathbb{N}$ and over the interval $[t_p, t_n]$, the curve $\tilde{\alpha}_n$ starting at p is equal to $\tilde{\beta}$; for $t > t_n$, the curve $\tilde{\alpha}_n$ will be glued to another curve that after a while will reach $\{t = 0\}$. It is important to note that, while connecting the points p and q , due to the identifications of the spacetime (see figure 2), we cannot ignore the z -coordinate. That is the reason why we chose a point q with $t_q > 0$ instead of $t_q = 0$.

Lemma 2.3 *In Carter spacetime, there exists a sequence of piecewise differentiable future directed timelike curves $\{\alpha_n\}_{n \in \mathbb{N}}$ starting at a point p with $t_p = -1 < 0$ and endpoints in $S_0 = \{t = 0\}$, such that $\lim_{n \rightarrow \infty} L(\alpha_n) = \infty$.*

Proof.

Let $t_p = -1 < 0$ be the t -coordinate of p and $\{t_n\}_{n \in \mathbb{N}}$ be a sequence of values $-1 \leq t_n \leq 0$ converging to zero. If $\tilde{y}_0(t)$ is the function given in (3), define the sequence of functions $\tilde{y}_n(t)$ as:

$$\tilde{y}_n(t) = \begin{cases} \tilde{y}_0(t) & \text{if } -1 \leq t < t_n, \\ A_n(t - t_n) + \tilde{y}_0(t_n) & \text{if } t_n \leq t \leq 0. \end{cases}$$

for some A_n to be determined. For each $n \in \mathbb{N}$, the curve $\tilde{\alpha}_n(t) = (t, \tilde{y}_n(t), z_p)$ defined over $[-1, 0]$ is, by construction, the curve $\tilde{\beta}$ in Lemma 2.2 up to t_n . Thus, in $[-1, t_n)$ it is piecewise differentiable and future directed timelike. Therefore, in the same interval, the projection α_n of each curve must also be a future directed timelike curve in Carter spacetime. Moreover, $\tilde{\alpha}_n$ connects the point $\tilde{p} = \tilde{\beta}(-1)$ with $\tilde{q}_n = (0, \tilde{y}_n(0), z_p)$. Notice that $\tilde{y}_n(t_n^-) = \tilde{y}_n(t_n^+) = \tilde{y}_0(t_n)$, and the final points of $\tilde{\alpha}_n$ and α_n do not coincide due to the identifications of points. Finally, since the t -coordinate increases, the curve, if timelike, automatically will be future directed⁶ in the entire interval.

Thus, it only remains to find A_n such that, for each $n \in \mathbb{N}$, the curve $\alpha_n(t)$ is timelike over $[t_n, 0]$. For α_n to be a timelike curve, the curve $\tilde{\alpha}_n$ must satisfy:

$$\tilde{g}(\tilde{\alpha}'_n(t), \tilde{\alpha}'_n(t)) = c(t)(1 - A_n^2) + 2A_n > 0, \quad \forall t \in [t_n, 0]. \quad (5)$$

It is easy to show that (5) is true if:

$$\frac{1 - \sqrt{1 + c(t)^2}}{c(t)} < A_n < \frac{1 + \sqrt{1 + c(t)^2}}{c(t)}, \quad \forall t \in (t_n, 0), \forall n \in \mathbb{N}.$$

Equivalently, if:

$$\sup_{t \in [t_n, 0)} \left(\frac{1 - \sqrt{1 + c^2(t)}}{c(t)} \right) < A_n < \inf_{t \in (t_n, 0)} \left(\frac{1 + \sqrt{1 + c^2(t)}}{c(t)} \right), \quad \forall n \in \mathbb{N}.$$

Clearly we have in one hand that $\frac{1 - \sqrt{1 + c^2}}{c}$ is always negative and its supremum is zero, and on the other hand, since $\frac{1 + \sqrt{1 + c(t)^2}}{c(t)}$ is increasing (see figure 3),

$$\inf_{t \in (t_n, 0)} \left(\frac{1 + \sqrt{1 + c(t)^2}}{c(t)} \right) = \frac{1 + \sqrt{1 + c(t_n)^2}}{c(t_n)}.$$

The function $c(t)$ is strictly positive for all $t < 0$, thus $\frac{1 + \sqrt{1 + c(t_n)^2}}{c(t_n)} > \frac{2}{c(t_n)}$. Therefore, if we choose the constants $\{A_n\}_{n \in \mathbb{N}}$ verifying $0 < A_n \leq D_n = \frac{2}{c(t_n)}, \forall n \in \mathbb{N}$, the curve will always be timelike. For instance, we

⁶Because the projected vectors $\alpha'_n(t_n^-)$ and $\alpha'_n(t_n^+)$ both belong to the same timelike cone.

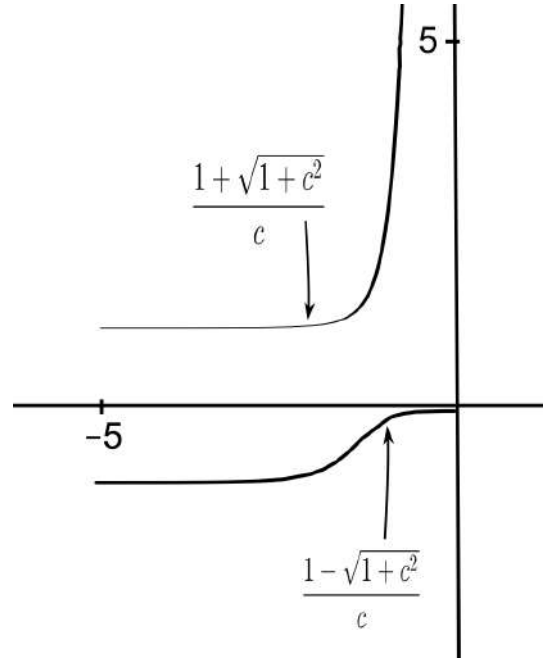


Figure 3: Graph of the functions $\frac{1 \pm \sqrt{1 + c(t)^2}}{c(t)}$ for $t < 0$.

may choose:

$$A_n = \frac{\tilde{y}_0(t_n) - \lceil \tilde{y}_0(t_n) \rceil - 1}{t_n},$$

where $\lceil x \rceil$ is the ceiling value⁷ of x . For this particular case we may see that both the numerator and the denominator of A_n are negative, hence $A_n > 0$.

To prove that $A_n \leq D_n, \forall n \in \mathbb{N}$, we just need to check that $\frac{A_n}{D_n} < 1$, but this is true since

$$0 \leq \frac{A_n}{D_n} = \frac{(\lceil \tilde{y}_0(t_n) \rceil - \tilde{y}_0(t_n) + 1) c(t_n)}{2|t_n|} \leq \frac{c(t_n)}{|t_n|},$$

and

$$\frac{c(t_n)}{|t_n|} < 1, \quad \forall t_n \in [-1, 0].$$

Therefore $A_n \leq D_n, \forall n \in \mathbb{N}$.

Finally, $L(\alpha_n) = L(\alpha_n|_{[-1, t_n]}) + L(\alpha_n|_{[t_n, 0]})$ and trivially $\lim_{n \rightarrow \infty} L(\alpha_n|_{[t_n, 0]}) = 0$. In consequence,

$$\lim_{n \rightarrow \infty} L(\alpha_n) = \lim_{n \rightarrow \infty} \int_{-1}^{t_n} \sqrt{\frac{1 + c(t)^2}{c(t)}} dt = L(\beta) = \infty.$$

□

Now we have the tools needed to prove the proposition:

Proof of Proposition 2.1

The projected sequence of curves $\{\alpha_n\}_{n \in \mathbb{N}}$ in Lemma 2.3 over Carter spacetime leads to a sequence of points

⁷The closest integer greater or equal to x .

$\{q_n\}_{n \in \mathbb{N}} = \{\alpha_n(0)\}_{n \in \mathbb{N}}$ over the compact set $\{0\} \times \mathbb{T}^2$. Since any sequence of points in a compact metric space admits a converging subsequence, we can assume that there exists a subsequence $\{q_{\varphi(n)}\}_{n \in \mathbb{N}}$ of $\{q_n\}_{n \in \mathbb{N}}$ that converges to a point q' in $\{0\} \times \mathbb{T}^2$. Let q be a point in the chronological future $I^+(q')$ of q' . The intersection $U = I^-(q) \cap (\{0\} \times \mathbb{T}^2)$ is an open set of $\{0\} \times \mathbb{T}^2$ containing q' (see Figure 4).

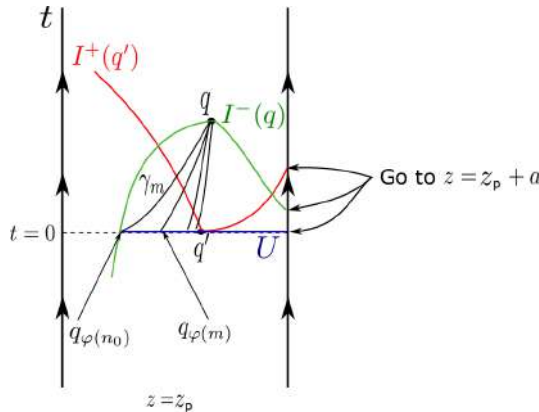


Figure 4: The set U and the curves γ_m .

As a consequence, there exists a natural number $n_0 \in \mathbb{N}$ such that for all m greater than n_0 , the points $q_{\varphi(m)}$ are contained in U . This implies the existence of a future directed timelike curve γ_m that connects $q_{\varphi(m)}$ and q for each $m > n_0$. After a proper reparametrization of γ_m , we consider the sequence of future directed timelike curves resulting from appending the previous two:

$$\{\sigma_m\}_{m \in \mathbb{N}, m > n_0} = \{\gamma_m * \alpha_{\varphi(m)}\}_{m \in \mathbb{N}, m > n_0},$$

that is,

$$\sigma_m(t) = \begin{cases} \alpha_{\varphi(m)}(t, \cdot) & \text{if } t \in [t_p, 0], \\ \gamma_m(t) & \text{if } t \in (0, t_q]. \end{cases}$$

These curves connect p with q and using the inverted triangular inequality (e.g. see [12, Lemma 14.16]) we have:

$$p \ll q_{\varphi(m)} \ll q \implies d(p, q) \geq d(p, q_{\varphi(m)}) \geq L(\alpha_{\varphi(m)}), \forall m \in \mathbb{N}, m > n_0.$$

Finally, by lemma 2.3,

$$d(p, q) \geq \lim_{m \rightarrow \infty} L(\alpha_{\varphi(m)}) = \infty.$$

□

3 Characterizations of global hyperbolicity

The notion of global hyperbolicity is crucial in General Relativity; the Einstein initial condition problem, the singularity theorems due to Hawking, Penrose or Gannon, the theorems related to the mass or to the cosmic censor conjecture are all formulated in global hyperbolic spacetimes—or neighborhoods—(see [13] for an

exhaustive study of singularity theorems, and references therein). This name comes from the solution of the wave equation for a δ -function source at a point p , since in such spacetimes this equation has unique solution. Moreover, if we restrict our definition to a globally hyperbolic neighborhood N , then outside $N - J^+(p) \cap N$ the solution vanishes [10, chapter 7]. There exist various alternative definitions for global hyperbolicity, that have been adjusted in recent years. The more clarifying one, due to Geroch, is presented in Definition 3.1. It represents the realistic structure of a globally hyperbolic spacetime. As one can see in the definition, that structure is substantially simplified. The idea is that, in a globally hyperbolic spacetime, the knowledge of a hypersurface in an instant of time can determine all the spacetime:

Definition 3.1 A spacetime (M, g) is globally hyperbolic if and only if it admits a Cauchy hypersurface Σ , that is, a topological hypersurface which is cut only once by each inextendible timelike curve. Then, M is homeomorphic to the foliation $\mathbb{R} \times \Sigma$, and each $\{t_0\} \times \Sigma$ is a Cauchy hypersurface.

An achronal set is a set in which there are no points chronologically connected—i.e., $I^+(S) \cap S = \emptyset$. For instance, the set S_0 in Carter spacetime is achronal. The domain of dependence $D(S)$ of a closed achronal set S is the union of the future and past domains of dependence, denoted by $D^+(S)$ and $D^-(S)$ respectively. These last two sets are defined as the sets of events satisfying that every future/past directed inextendible timelike curve through the event intersects S (see [9] for more details). For example, any signal sent to $D^+(S)$ must be registered in S , and given the appropriate information about initial conditions on S , one will be able to predict what happens at any point in $D^+(S)$. Similar properties can be deduced for $D^-(S)$. Summarizing, $D(S)$ is the complete set of events for which all conditions should be determined by the knowledge of conditions on S . Then, a Cauchy hypersurface Σ can also be defined as a closed achronal set with $D(\Sigma)$ being all the spacetime. Thus, the entire future and past history of the universe can be predicted from conditions at the instant of time represented by Σ . Even more, Σ is a 3-dimensional, topological, closed, spacelike and C^0 -submanifold which supplies information about an instant of time of the universe. Observe that the foliation provides a global time f for which $f = \text{constant}$ is a Cauchy hypersurface. There are good reasons to believe that physically realistic spacetimes must be globally hyperbolic. But if not, one can always restrict the study to a globally hyperbolic neighborhood.

However, the first definition for globally hyperbolic spacetimes was formulated in a completely different way by Leray in 1952 (see [11]). To introduce this definition, we need some previous concepts: let $C(p, q)$ be the set of piecewise differentiable future directed causal curves

from p to q , up to a reparametrization. Obviously, if $q \notin J^+(p)$, then $C(p, q) = \emptyset$. We can define a topology over $C(p, q)$, called the C^0 -topology, by taking the open sets as the union of sets of the type:

$$O(U) = \{\gamma \in C(p, q) : \gamma \subset U\},$$

where U is an open set in M . In other words, $O(U)$ consists on all causal curves from p to q which lie entirely within U . Now we are able to introduce the second definition due to Leray:

Definition 3.2 A spacetime (M, g) is globally hyperbolic if and only if it is **strongly causal** and, for each $p, q \in M$ the space of causal curves that connect them is compact under the C^0 -topology.

The equivalence between Definition 3.1 and 3.2 was proven in a known theorem by Geroch ([9]). Those definitions yield a third one:

Definition 3.3 A spacetime (M, g) is globally hyperbolic if and only if it is **strongly causal** and for any two points $p, q \in M$ the set $J(p, q)$ is compact.

The equivalence between all these three definitions is provided in [14, pp. 205-209]. Additionally, in [4, lemma 4.29] it was proven that, in definition 3.3, it is possible to simplify the compactness condition of $J(p, q)$, to compactness of its closure $\overline{J(p, q)}$.

Theorem 3.4 A spacetime (M, g) is globally hyperbolic if and only if it is **strongly causal** and for any two points $p, q \in M$ the set $\overline{J(p, q)}$ is compact.

Under the conditions of Theorem 3.4, it results that $J(p, q)$ is closed. Moreover, the definition 3.3 has been simplified a little more in another way, proving that compactness of $J(p, q)$ plus causality implies strong causality, that is:

Theorem 3.5 [1] A spacetime (M, g) is globally hyperbolic if and only if it is **causal** and for any two points $p, q \in M$ the set $J(p, q)$ is compact.

The key in the proof of this theorem is that causality plus compactness of $J(p, q)$ implies simple causality, which is a stronger condition than strong causality (see [3]). But it is not possible to relax the condition of strong causality to just causality in Theorem 3.4, as Carter Spacetime proves (see Section 2):

Counterexample 3.6 Carter spacetime is causal and for each $p, q \in M$ the set $\overline{J(p, q)}$ is compact, but the spacetime is not globally hyperbolic.

There exists one last alternate definition of global hyperbolicity:

Definition 3.7 A spacetime (M, g) is globally hyperbolic if and only if it is **strongly causal** and for any metric $g' = \Omega g$, $\Omega > 0$ conformal to the original one, the Lorentzian distance d' associated to g' is finite: $d'(p, q) < \infty, \forall p, q \in M$.

With this background in mind, it is interesting to ask if, in last definition 3.7 and in definition 3.2, it would be possible to relax the condition of strongly causal to just causal. As a matter of fact, it has been shown that since it is possible to do it in definition 3.3, it is immediately possible to do it in definition 3.2 (see [3]). For the other case, we tried to find a counterexample in Carter spacetime, because it seemed to be the best candidate due to the literature. Indeed, this spacetime is very simple and, since it is a foliation of compact manifolds, if the time separation or Lorentzian distance was finite for the metric g , then it would also be finite for every metric conformal to the original. However, as proven in Proposition 2.1, Carter spacetime does not work as a counterexample. In any case, this result is interesting *per se* and yields some implications and ideas for alternate approaches described in the following section.

4 Conclusion and open questions

The importance of global hyperbolicity condition in General Relativity has been justified in the previous section. Obviously, in order to have a better knowledge of this condition, it is required to understand the existing characterizations and work on them. Although the question we tried to solve remains open to our dissatisfaction, working on this problem has helped us understand better the issue and find possible alternate solutions of the problem. We recall here the open question:

Open Question 4.1 Is it possible, in Definition 3.7 to relax the condition of strong causality to causality?

The first attempt to answer this question was to find a counterexample, and we chose Carter spacetime as a candidate because of previous results about it. We could continue working in that direction; the idea would be to find another causal but not strongly causal spacetime (maybe 3-dimensional, maybe not) with compact hypersurfaces $\{t = t_0\}$, such that if the distance is finite in the metric between every two points, it will stay finite in any conformal metric to the original. Carter spacetime with slight modifications could supply the desired counterexample. This approach could be the easiest, but it is necessary to avoid the curve β defined in Lemma 2.2, or to avoid the possibility of using the curve β to connect two points with a timelike curve of infinite length, always having in mind that the spacetime should remain causal and not become strongly causal in the process. If this idea does not work, maybe a new construction of a 3-dimensional spacetime would be necessary, which could be a harder task. Indeed, here again we need to be mindful of the fact that the structure of the causal

cones should not give rise to a curve like β or the curves resulting from our construction. It could also happen that the wanted spacetime needs to be 4-dimensional or more, because lower dimensions would not work. Of course, searching for such counterexample and not finding it could imply that it is possible, in fact, to give a positive answer to question 4.1. In both cases, a good understanding of the Theory of Causality and all the conditions in the causal ladder is required, as it will be argued below.

Let us review Definition 3.7. On one hand, apart from the strong causality condition, a condition on the set of conformal metrics of the spacetime is imposed. This condition on the conformal metrics says that the finiteness of the distance is invariant under conformal changes of the metric, if the spacetime is globally hyperbolic. One has to bear in mind that in a spacetime it is equivalent to study the causal behaviour of it and the conformal properties of the metric. This is because any spacetime (M, g) and the manifold M endowed with a metric conformal to g , $(M, \Omega g)$ with $\Omega > 0$, share the lightlike vectors at each point; consequently, both spacetimes have the same light cones at each point. Moreover, if ∇^* is the Levi-Civita connection associated to $(M, e^{2f}g)$, being $\Omega = e^{2f}$ the conformal factor of the metric, then:

$$\nabla_X^* Y = \nabla_X Y + X(f)Y + Y(f)X - g(X, Y)\nabla f$$

Observe that when taking $X = Y = \alpha'$ a lightlike tangent vector field associated to a lightlike geodesic α in (M, g) , one concludes that α is a lightlike pregeodesic in $(M, \Omega g)$, which can be reparametrized to a geodesic in that space. Therefore, the conformal structure of a spacetime determines the trajectories of photons and so, as said, it is equivalent to study the causal behaviour and the conformal structure of a spacetime. On the other hand, it is important to bear in mind that the strong causality condition causes the spacetime to have a very good behaviour in some cases. For example, in the class of strongly causal spacetimes, the Lorentzian distance d determines the metric (see [4, Th. 4.17]). Also, the Alexandrov topology, which basis is the intersection of the chronological sets of a spacetime and is normally coarser than the topology of the manifold, coincides with the topology of the manifold in a strongly causal spacetime ([10, pp. 196-197]). Another example is that, since a strongly causal spacetime satisfies the future and past distinguishing condition, a point is uniquely determined by its chronological past or future, that is, $I^+(p) = I^+(q)$ or $I^-(p) = I^-(q)$ if and only if $p = q$. Moreover, the limit curve of a sequence of curves in such spacetimes, if it exists, coincides with the convergence of curves in the C^0 -topology ([4, Proposition 3.34]). These are some examples of the good behaviour in a strongly causal spacetime. Therefore, it is important to make a careful study of how and when strong causality condition is used in the proof of definition 3.7 viewed as a characterization of global hy-

perbolicity, and how could it be replaced by causal condition.

Observe also that, while weakening the condition of strong causality in Definition 3.3 it was proven that under the new conditions given in that definition, causality simplicity holds on the spacetime, and this is a stronger condition than strong causality. In the causal ladder there are four more causal conditions between strong causality and global hyperbolicity (see for example [3]). Thus, if we were able to prove that causal condition together with finite distance in any conformal metric to the given metric implies any of those four conditions, the desired result would follow. Nevertheless, there is also an alternate causal ladder, called *isocausality*, which was intended to refine the standard causal ladder but resulted instead in a new hierarchy of spacetimes, with some elements in common with the old one ([3], [6]). Since the idea of isocausality was to compare spacetimes in the same standard causality level, this could perhaps lead us to a proof of our thesis. In this context, it would be interesting to find out if the finiteness of the Lorentzian distance is invariant under isocausality, which as far as we know, has not been studied until now.

Summarizing, the results presented on Carter spacetime have opened the way to a better understanding of how one should approach question 4.1. On one hand there is the search of a counterexample. As argued, this counterexample could be either a modification of Carter spacetime or a different space, but in any case the resulting causal structure of the built spacetime should not allow the existence of a curve with the properties of β defined in Lemma 2.2 that could render an infinite Lorentzian distance between two given points, and should not be strongly causal. On the other hand, there remains the possibility of having a positive answer to our question. For either path, some of the main points to consider would be the conformal structure of a spacetime, a deeper understanding of the behaviour of spacetimes that satisfy the strong causality condition, or any of the conditions in the causal ladder between that one and global hyperbolicity, and the study of the more recent isocausality ladder and its implications. In any case, the (positive or negative) answer to the thesis offered in our question would be of interest because it would provide a new point of view on global hyperbolicity, and a step forward in the understanding of the behaviour of globally hyperbolic spacetimes would be taken.

Acknowledgements

Our sincere acknowledgment goes to Pr. J.M.M. Senovilla for his input and constructive feedback in the writing of this paper.

References

- [1] Bernal, A.; Sánchez, M. 2007. "Globally hyperbolic spacetimes can be defined as *causal* instead

- of strongly causal”, *Class. Quant. Grav.*, 24: 745-750.
- [2] Carter, B. 1971. “Causal structure in space-time”, *Gen. Rel. Grav.*, 1(4): 337-406.
- [3] Minguzzi, E.; Sánchez, M. 2008. “The Causal Hierarchy of Spacetimes”, *Recent developments in pseudo-Riemannian geometry, ESI Lect. Math. Phys.*: 299-358.
- [4] Beem, J.; Ehrlich, P.; Easley, K. 1996. “Global Lorentzian Geometry”, *Pure and Applied Math. Marcel Dekker*. 202.
- [5] Galloway, G. 1983. “Causality Violations in Spatially Closed Spacetimes”, *Gen. Rel. Grav.* 15(2).
- [6] García-Parrado, A.; Senovilla, J. 2003. “Causal relationship: a new tool for the causal characterization of Lorentzian manifolds”. *Class. Quantum Grav.* 20: 625-664.
- [7] García-Parrado, A.; Senovilla, J. 2005. “Causal structures and causal boundaries”. *Class. Quantum Grav.* 22: R1-R84.
- [8] García-Parrado, A.; Sánchez, M. 2005. “Further properties of causal relationship: causal structure stability, new criteria for isocausality and counterexamples”, *Class. Quantum Grav.* 22: 4589-4619.
- [9] Geroch, R. 1966 “Singularities in Closed Universes”, *Phys. Rev. Lett.* 17: 445-447.
- [10] Hawking, S.; Ellis, G. 1973. “The large structure of spacetime”. *Cambridge Univ. Press, Cambridge*.
- [11] Leray, J. 1952. “Hyperbolic differential equations, duplicated notes”. *Princeton Institute for Advances Studies*.
- [12] O’neill, B. 1983. “Semi-Riemannian Geometry”, *San Diego: Academic Press*.
- [13] Senovilla, J. 1998. “Singularity theorems and their consequences”, *Gen. Rel. Grav.* 30:701-848.
- [14] Wald, R. 1984. “General Relativity”. *Univ. Chicago Press*.

Quantum Size Effects in Solid State - Nuclear Magnetic Resonance of metallic particles

Santiago Gangotena^{1*}

¹Universidad San Francisco de Quito - Vía Interoceánica S/N y Diego de Robles. Cumbayá - Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: sgangotena@usfq.edu.ec

Editado por/Edited by: Cesar Zambrano, Ph.D.

Recibido/Received: 2015/04/10. Aceptado/Accepted: 2015/05/04.

Publicado en línea/Published on Web: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Abstract

This work involves the preparation of small metallic particles (of diameters of 200 Å or less) possessing a nuclear spin, $I = 1/2$, to be used to study quantum size effects (QSE) and surface effects using continuous wave (CW) nuclear magnetic resonance (NMR) techniques. Solvation and pulse methods were used to determine longitudinal relaxation times, T_1 , for lead and aluminum powders, where absolute values were found to be 0.45 ± 0.09 and 4.85 ± 0.70 for ^{207}Pb and ^{27}Al , respectively. Approximate values for the Knight shift were also determined (0.168 average for ^{207}Pb and 1.24 for ^{27}Al). In contrast to these findings, ^{109}Ag analysis produced values with high degree of uncertainty. Relaxation times are compared between small particle and bulk measurements, and the relaxation mechanisms and parameters are described.

Keywords. quantum size effects, NMR, spin-lattice relaxation, saturation, surface effects, Knight shift, nuclear spin.

Efectos de Tamaño Cuántico en Estado Sólido - Resonancia Magnética Nuclear de Partículas Metálicas

Resumen

Este artículo involucra la preparación de pequeñas partículas metálicas (diámetros de 200 Å o menores) que poseen un spin nuclear $I=1/2$ para ser usados en el estudio de los efectos del tamaño cuántico (QSE) y efectos de superficie usando técnicas de resonancia magnética nuclear continua. Métodos de solvatación y pulso fueron usados para determinar tiempos de relajación longitudinal, T_1 para polvo de plomo y aluminio, donde valores absolutos de 0.45 ± 0.09 y 4.85 ± 0.70 para ^{207}Pb y ^{27}Al , respectivamente. Valores aproximados para el desplazamiento de Knight fueron también determinados (0.168 para ^{207}Pb y 1.24 para ^{27}Al). En contraste con estas determinaciones, el análisis de ^{109}Ag produjo valores con un mayor grado de incertidumbre. Tiempos de relajamiento fueron comparados con respecto a medidas realizadas en partículas pequeñas y en el material sólido. Finalmente los mecanismos de relajación y sus parámetros son descritos.

Palabras Clave. efecto de tamaño cuántico, NMR, relajación de spin-red, saturación, efectos superficiales, desplazamiento de Knight, spin nuclear.

Introduction

This work presents an NMR study of several metallic powders whose constituent particles have diameters of the order of 200Å or less. Their properties [1-9] can be divided into two areas of study, surface effects and bulk effects. The surface effects arise because of boundary conditions on the electronic wave function at the surface [10]. In a bulk sample it is always assumed that the boundary conditions do not affect the wave function or the electronic energy configuration. The theoretical calculations in the latter case are simplified by the assump-

tion of an infinite solid possessing translational invariance. The invariance is broken by the presence of the surface. The electrons are more localized. The localization affects the average electric and spin densities near the surface. There will also be a redistribution of the ion cores near the surface which changes the potential seen by the almost free electrons of the metal [11]. A reduction of particle size from 1000Å to 100Å increases the surface to volume ratio by 10. Thus the importance of the surface could mask bulk properties of the small particles.

A more popular approach to the electronic properties of

these powders is to look at the discreteness of the energy levels [1-10, 12], a quantum mechanical effect which we expect to be realized in particles of about 200 Å or less and at temperatures close to liquid helium [2]. The average energy level spacing δ of the electrons in the small particles is of the order of ϵ_F/N , where ϵ_F , is the Fermi energy and N the number of electrons. For 100 Å particles N is of the order of $10^4 - 10^5$.

Several experimental studies [7, 8, 14-25] have been done on very small particles. The measurements are besieged by the small amount of sample available which decreases the signal to noise ratio. One of the methods used to study the electronic properties of these materials is nuclear magnetic resonance (NMR). We have used the continuous wave (CW) technique of NMR to determine the nuclear spin-lattice relaxation time in small metallic particles. Nuclei in metals relax primarily through the hyperfine interaction with conduction electrons given by

$$\mathcal{H} = \frac{8\pi}{3} \gamma_e \gamma_n \hbar^2 \vec{I} \cdot \sum_i \vec{s}_i \delta(\vec{r}_i) \quad (1)$$

Where γ_e and γ_n are the gyromagnetic ratios of the electron and nucleus respectively, \vec{s}_i and \vec{I} their corresponding spins.

The relaxation mechanism works as follows: when an electron passes close to a nucleus, the nucleus experiences a strong magnetic field, which may induce magnetic transitions between the energy levels of the nucleus, that is, a simultaneous flip of their spins. The energy $\hbar\omega$ required for such a flip is provided by an equal change in the kinetic energy of the electron. The electrons in the metal are governed by the Fermi-Dirac statistics. The average kinetic energy of the electrons is much larger than the thermal energy kT and is of the order of the Fermi energy ϵ_F . Because of the Pauli principle only a fraction kT/ϵ_F at the top of the Fermi distribution contributes to the relaxation process. Even at room temperature this ratio is only of the order of 1% [26].

The spin-lattice relaxation time is found to be of the form [27]

$$\frac{1}{T_1} = a |\phi_F(0)|^4 [\rho(\epsilon_F)]^2 kT \quad (2)$$

Where a is a constant, $|\phi_F(0)|^2$ is the electron density at the nucleus averaged over a spherical Fermi surface and $\rho(\epsilon_F)$ is the density of states at ϵ_F . We note that the relaxation time is proportional to $1/T$. Experimental $T_1 T$ values for the metals studied are:

Aluminum 1.8s°K [27]

Lead 29 m°K [28]

Silver 9s°K [29]

From our previous discussion we see that there are two processes which could affect T_1 in small particles: the separation of the energy levels and the physical variations of the surface. We began this work hoping to obtain a variation of T_1 in small particles due to both mechanisms. We reasoned that the redistribution of charges near the surface would cause an increase in the field gradient seen by the nucleus [14, 17] such that the quadrupole mode of relaxation will strongly intervene in metals with nuclear spin I larger than $\frac{1}{2}$. This new interaction would explain the increase in line width [17] and the reduction of T_1 in aluminum and copper [22, 23]. This interaction will not affect metals with $I = \frac{1}{2}$. The quantum size effect (QSE) predicts an increase of the relaxation time in small particles [2]. The increase in the separation of the electronic energy levels will hamper the conservation of energy involved in the spin-flip thus increasing T_1 . We expected then, to find such effect in metals like yttrium, lead and silver which have spin $I = \frac{1}{2}$. The QSE could be masked if there is a broadening of the electronic energy levels which, though no longer forming a continuum overlap allowing for energy conservation.

Experimental Methods

Sample Preparation

General considerations

The metal powders were produced by a traditional gas evaporation technique [30, 31]. The bulk metal was evaporated in the presence of an inert gas at pressures of a few Torr [32]. Thin films are produced by evaporation in vacuum. Their characteristics are dependent on the substrate where the atoms fall to form the film. In the production of small particles the gas acts as a cooling agent. Through momentum and kinetic energy exchange upon collisions of the hot metal ions with the lighter inert gas atoms, the former rapidly lose energy and, hence, the chance of forming large particles increases. The evaporated metal forms a cloud of smoke whose shape depends on the type of vessel used for evaporation and on the pressure and the temperature of the inert gas. The smoke diffuses in the chamber coating its walls. The walls then appear to be covered with carbon black. Preliminary runs made with copper in various evaporation chambers showed that the average particle size increased with an increase of the pressure of the gas, with an increase of the temperature of the evaporating metal, and with the distance at which the particles were collected. The inert gas used was helium since heavier inert gases were known to result in large size particles. The cloud of smoke formed is divided in three zones starting at the source which are: nucleation, growth and coagulation. The growth process is described by the equation

$$\frac{dD_i}{dt} = kn(t)$$

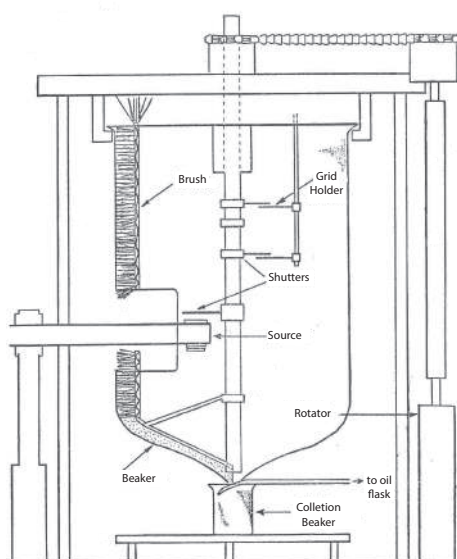


Figure 1: Evaporation chamber inside vacuum system: 400 ml. beaker, boat, brush and collection system

where D_i is the diameter of the i -th particle at time t , $n(t)$ is the concentration of metal ions around the particle i at time t . This law describes well the particle size distribution curves obtained experimentally. The samples to be prepared had to meet the following conditions: (i) the average particle size was to be below 300\AA [14]; (ii) oxidation of materials in production, collection and preservation had to be avoided; (iii) the amount of usable sample material had to be such as to yield an observable nuclear resonance signal. The spin $\frac{1}{2}$ metals, with the exception of thallium, have the lowest NMR sensitivities of all materials, a decrease of two orders of magnitude in the signal-to-noise ratio with respect to Aluminum due to their low magnetic moments. In addition the yttrium sample was highly oxidizable and will easily ignite when in contact with traces of air.

Measurements of Particle Size

Procedure

The particle size was determined by study of the x-ray diffraction peaks and by direct measurement of particle diameter from electron microscope photographs. The breadth of the Bragg diffraction lines grow diffuse as the particles or crystallites are less than 10^4 cm [37]. The diameter D of a particle may be determined from the width at half maximum as expressed by the well-known formula [38, 39].

$$D = k\lambda/\beta \cos \theta$$

Where θ is the Bragg angle, λ the wavelength of the radiation and k a constant taken as unity according to usual practice. β is the pure diffraction broadening corrected by the relation

$$\beta^2 = B^2 - b^2$$

Sample	Diameter (\AA)	
	X-Ray	Electron Mic.
Al (bulk)	50000	-
Al (Small Part.)	220	265 ± 96
Pb (bulk)	40000	-
Pb (Small Part.)	150	168 ± 90
Ag (bulk)	10000	-
Ag (Small Part.)	108	106 ± 34

Table 1: Average particle diameters. Bulk samples were only measured by the x-ray method. Diameters in electron microscope column were obtained from distribution shown in Figure 3.

where b is the observed breadth of the line produced by a coarse powder giving no line broadening and B is the breadth of the powdered sample. These breadths are all measured at half maximum.

Results

The first material tested was copper. We found that for a given boat different runs under the same conditions of pressure, temperature and quantity of material being evaporated gave fairly reproducible results. The following typical data was obtained in three successive runs with copper:

Pressure= 0.5 Torr, Temperature= 1110°C ,

Evaporation Time= 42 sec,

Average Particle Size(x-ray)= 55\AA .

Table I gives the x-ray and electron microscope diameters. The histograms of the particle distributions displayed in Figure 3 gave a rough estimate of the distributions. Seven samples were collected and preserved with no apparent oxidation. Their coloration remained deep black. Three lead samples were mixed having x-ray diameters of 153, 160, 162 angstroms each. The x-ray diameter of the composite sample is given in Table I and the particle distribution is shown in Figure 3. The silver small particle sample was the result of a single evaporation. The procedure of production is not efficient. Small particles of other spin $l=2$ materials, mainly silver and thallium, were also produced but were not used extensively as the amount of sample obtained was only marginal or apparent oxidation (color change) had occurred. It is, perhaps, no accident that the main research effort has concentrated on metals such as copper and Aluminum. Their small particles are easier to produce and have a NMR sensitivity 2 orders of magnitude larger than that of spin $\frac{1}{2}$ metals.

NMR Studies

Resonance Equipment

The low signal-to-noise (S/N) ratio of the small metal particle samples made it necessary to use the combination of experimental components shown in Figure 4. A 12 inch Varian 4012-3B electromagnet with a gap of 1.75" was used. The current source of the magnet was

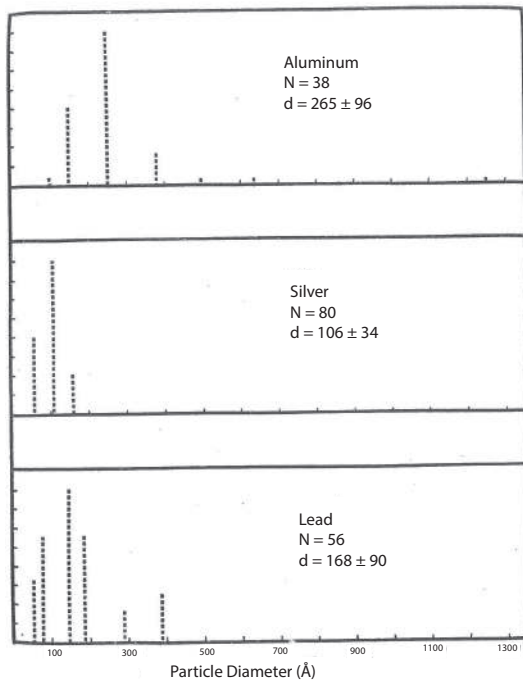


Figure 2: Frequency distribution of particle sizes for N particles from electron microscope photographs. Average particle diameters plus or minus one standard deviation are given in each figure.

a Varian 2100-B power supply. The field was varied through resonance with a variable scan ramp voltage from a PAR Boxcar Integrator connected to the sweep input of the power supply. The rf transmitter and receiver of the Varian 4200 NMR spectrometer was used. This is a crossed coil type spectrometer which will receive either the dispersion or absorption signal. The signal was audio-modulated by the V-4250 audio oscillator or, directly by the reference signal output of the lock-in through the external input of the V-4250 unit to the coils inside the probe. The modulated signal was detected by a PAR 126 lock-in amplifier adjusted with the PAR 119 preamplifier in the direct mode for test impedance matching. The output of the lock-in, which is proportional to the derivative of the absorption or dispersion signal was recorded by a HP-7004B x-y recorder and, for initial adjustments by a TeK 546 storage oscilloscope.

Techniques for Determination

An ensemble of nuclear spins in an NMR experiment are well known [40]:

$$\frac{d\vec{M}}{dt} = \gamma\vec{M} \times \vec{H} - \frac{M_z - M_o}{T_1} \hat{z} - \frac{M_x \hat{x} + M_y \hat{y}}{T_2} \quad (3)$$

The first term in this equation describes the motion of the motion of the total nuclear magnetization \vec{M} of free nuclear spins in a dc magnetic field $H_o \hat{z}$ plus an rf field linearly polarized in the z direction, that is

$$H_x = 2H_1 \cos \omega t$$

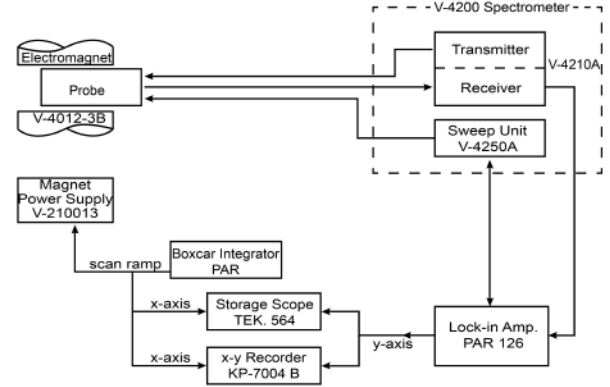


Figure 3: Block diagram of experimental NMR apparatus.

where $2H_1$ is the field measured experimentally. The main contribution to the nuclear spin energy is $H_o M_z$. The approach of the magnetization towards its equilibrium value M_o is described by the second term. T_1 is the longitudinal relaxation time. Its value depends on the thermal motion of the atoms and the electronic structure of the sample. The interactions in which the total energy of the spin system does not change, such as spin-spin interactions or magnetic field inhomogeneity affect the transverse components of the magnetization. They are described by the last term. The rate of decay of the transverse components is characterized by a time T_2 known as the transverse relaxation time. In this experiment, the rf field induces transitions among the nuclear energy states. The probability of transition between two states with magnetic quantum numbers m and m' is [40, 41].

$$P_{m \rightarrow m'} = \frac{1}{2} \gamma^2 H_1^2 |\langle m' | I_x | m \rangle|^2 g(\nu)$$

where $\omega_1 = \gamma H_1$, I_x is the x-component of the nuclear spin. The shape function $g(\nu)$ is a measure of the width of the energy levels distributed about a central frequency ν_o and normalized with respect to frequency by $\int g(\nu) d\nu = 1$. The width of the levels is caused by the spin-spin interactions, inhomogeneity of the magnetic field, fluctuating local fields and other T_2 processes. Based on the relaxation times given in the literature for the different bulk samples, we used two different saturation techniques to determine the ratio of the spin-lattice relaxation times in small particles (SP) to bulk (B), T_1^{SP}/T_1^B . We may describe saturation as follows. Assume for simplicity $I=1/2$. If n denotes the difference in population between the two levels whose populations are Boltzmann distributed we may write the rate equation,

$$\frac{dn}{dt} = (n_o - n_1)/T_1$$

where $n_o = N_\mu H_o/kT$ is the value of n when the spin system is in thermal equilibrium with the lattice. When

radiation is present we add an extra term to account for the net absorption of energy. We obtain

$$\frac{dn}{dt} = (n_o - n_1)/T_1 - 2nP$$

In the steady state (dn/dt = 0) the solution n_s is

$$\frac{n_s}{n_o} = \left(1 + \frac{1}{2}\gamma^2 H_1^2 T_1 g(\nu)\right)^{-1}$$

Then the Bloembergen, Purcell and Pound theory and the steady state solution, (slow passage, in Bloch's terminology) of Bloch's equations, Eq.3, are equivalent if we define the quantity T_2 by

$$T_2 \equiv 1/2g(0) \tag{4}$$

giving the main result

$$v = s_o \omega_1 \left(1 + \gamma^2 H_1^2 T_1 T_2\right)^{-1} \tag{5}$$

for the component of the magnetization in quadrature with H_1 [43]. v is called the absorption signal, because it is proportional to the power absorbed by the sample. The dependence of v on H_1 permits us to determine T_1 from the saturation curve of v or the derivative of v [44]. The signal is a maximum when

$$\gamma^2 H_1^2 T_1 T_2 = 1 \tag{6}$$

and decreases at higher fields.

The method of detection used was described in the previous section. The lock-in technique gives a signal proportional to the first derivative of the signal. Redfield(44) has confirmed the validity of the progressive saturation method for the determination of T_1 when the integrated absorption derivative is plotted against H_1 even when fast modulation is being used, that is, when the steady state or slow passage contribution is not fulfilled. For slow passage we must have

$$\omega_m T_1 \ll 1 \tag{7}$$

where $\omega_m = 2\pi\nu_m$ is the modulation frequency. This condition implies that the spin packets must be able to relax between successive modulation cycles. A second condition for slow passage is that the amplitude of modulation H_m , should be smaller than the line width. In solids it is difficult to avoid modulation effects since the relaxation times are of the order of 10msec or greater which would require modulation frequencies of the order of 10 Hz or less. These frequencies are not used experimentally because of noise and stability problems [44]. We found that the S/N ratio increased for $\omega_m <$

$1/T_1$ and less rapidly for $\omega_m > 1/T_1$. The signal saturated with an increase of reaching a maximum about the point $\omega_m 1/T_1$. If the peak-to-peak absorption derivative is plotted against H_1 the signal saturates at a higher field than the peak amplitude of the absorption signal, but the maximum, we also found [42] is sharper in the former case reducing the S/N ratio in a comparative study of relaxation times. However, Eq.5 does not predict the correct saturation behaviour of the dispersion signal [44]. Because of the low S/N ratio of some samples we decided to measure using the derivative of the dispersion signal u (the real component of the complex susceptibility) using a saturation theory developed by Goldman [45]. He obtained a lock-in dispersion signal which saturates normally, that is, the maximum occurs when $\gamma^2 H_1^2 T_1 T_2 = 1$. The signal at the center of the line can be written as

$$u' = u'_o \omega_1 \left(1 + \frac{1}{2}\gamma^2 H_1^2 T_1 g(0)\right)^{-1} \tag{8}$$

The passage conditions are:

1)

$$H_m \ll \Delta H$$

modulation amplitude less than line width

2)

$$1/\omega_m \ll T_1$$

where $\omega_m = 2\pi\nu_m$

3)

$$\omega_m \ll 1/T_2 \tag{9}$$

4)

$$\omega_m^2 \ll \omega_m^2 T_1$$

5)

$$\int_{-\infty}^{\infty} g(\nu) d\nu = 1$$

The progressive saturation method requires a knowledge of H_1 and T_2 . H_1 can be measured by the rotary saturation or the double resonance method described later. T_2 can be determined from Eq.4 with

$$g(0) = 2\pi \frac{s(0)}{\int s(\nu) d\nu} \tag{10}$$

where $s(0)$ is the experimental shape function at low H_1 field. This definition of T_2 involves the integration of the experimental derivative obtained by lock-in detection (to find $s(0)$) and further integration to obtain the area under the absorption curve. To focus on the relative values of the relaxation times [46, 47],

$$T_2 \propto 1/\Delta H_{pp} \quad (11)$$

Sample Preparation and Suspension

A total of 8 samples were used. The Aluminum bulk and small particles were immersed in heptanol. The container was a regular glass test tube. T_1 was measured at room temperature (300°K). The lead samples were also immersed in heptanol. These measurements were taken at liquid nitrogen (77°K) temperature in a liter dewar. The material was placed inside flat 3x6mm glass tubes closed with plastic cap fitted with an o ring. The bulk and small particle silver samples were placed in flat bottom glass tubes to increase the S/N ratio and studied at room temperature. At 77°K too many microphonics from the boiling of the liquid nitrogen were obtained which could not be reduced by fastening the sample tube securely in the dewar or feeding helium gas to the upper section of the liquid nitrogen level above the sample. The yttrium samples were immersed in octoil. They were kept in capped test tubes in a nitrogen atmosphere. We could not find a signal from the yttrium small particles after mixing the powders from 3 separate evaporations. We were able to obtain the dispersion saturation curve for yttrium bulk but we could not find the absorption signal [48, 49].

Theory and Summary of Published Data

We shall consider the research done to date and the ideas proposed concerning the properties of small metal particles under two main headings: the quantum size effect (QSE) as proposed by Kubo [2], and the surface effect [14, 17].

The Quantum Size Effect

Theoretical Considerations

The boundary conditions on the electronic wave function in very small particles give rise to a discrete spectrum of the electronic energy levels. In the free electron approximation to metals the density of states at the Fermi energy ϵ_F is given by

$$\rho(\epsilon_F) = 3N/4\epsilon_F \quad (12)$$

where N is the number of electrons in the particle. The average level spacing is defined by

$$\delta = 1/\epsilon_F \quad (13)$$

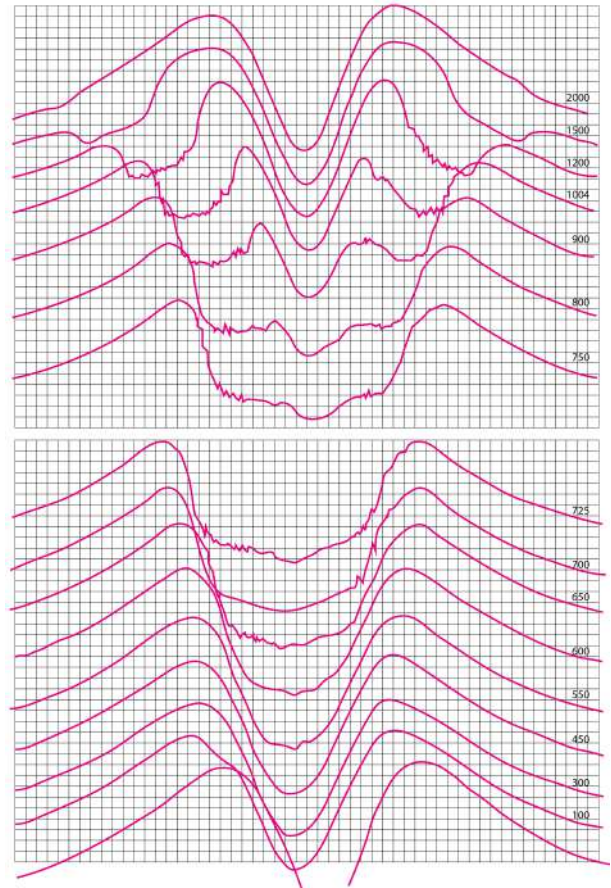


Figure 4: Typical data in rotary saturation experiment: dispersion signal of protons in water heavily doped with manganese ions as a function of audiofrequency.

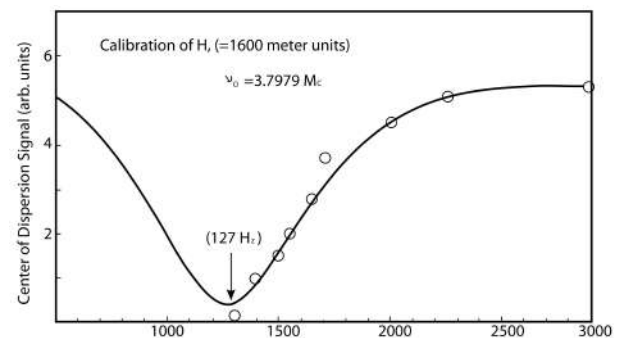


Figure 5: Rotary saturation of protons in water doped with manganese ions. The minimum of the curve occurs at $\nu_a = \gamma H_1/2\pi$. H_1 is 0.30 gauss. Fig. 5 shows a typical data at different H_1 setting.

The separation of the energy levels will become apparent when the level spacing is of the order of or less than relevant energies such as the electronic Zeeman energy $\mu_B H$, the nuclear Zeeman energy $\mu_N H$ (Table II) and the thermal energy kT . The QSE will then be expected to drastically change (i) the static thermodynamic properties of small particles as determined by the statistical distribution of electrons in the discrete levels and, (ii) dynamical processes as, for example, nuclear relaxation in which nuclear Zeeman energy is exchanged via direct nuclear-electron coupling with the conduction elec-

	Temperature (NMR)	Diameter d(Å)	Fermi Energy	Level Spacing	Zeeman (Nuclear)	Zeeman (Electron)	Relax. Time (Electron)	Broadening ΔE (ev)
	T (°K)		ϵ_F (ev)	δ (ev)	$\hbar\omega_n$ (ev)	$\hbar\omega_e$ (ev)	τ (sec)	
Al ²⁷	300	220	11.7	3.4×10^{-5}	$1.6 \times 10^{-8}_{(a)}$	$4.0 \times 10^{-5}_{(a)}$	$4.3 \times 10^{-10}_{(c)}$	1.5×10^{-6}
Pb ²⁰⁷	77	150	9.47	1.8×10^{-5}	$1.6 \times 10^{-8}_{(b)}$	$4.0 \times 10^{-5}_{(a)}$		
Ag ¹⁰⁹	300	108	5.49	1.9×10^{-5}	$1.0 \times 10^{-8}_{(b)}$	$1.3 \times 10^{-5}_{(b)}$	$8.6 \times 10^{-12}_{(d)}$	7.6×10^{-5}

Table 2: Relevant parameters in small particles.

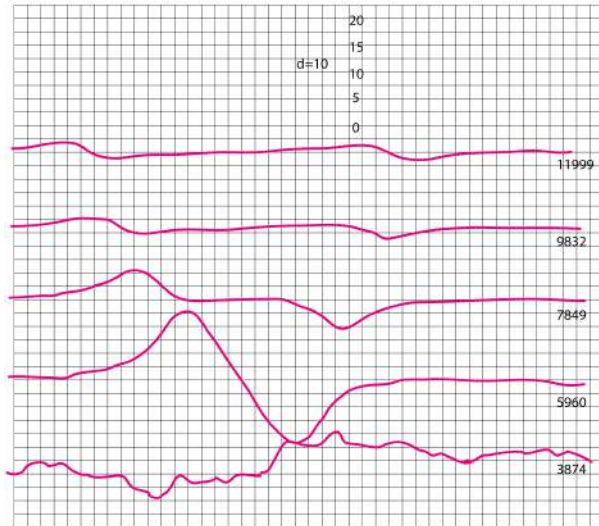


Figure 6: Stdeband signals of protons in water lightly doped with manganese ions. The figures in the right side of each trace are the modulation frequencies.

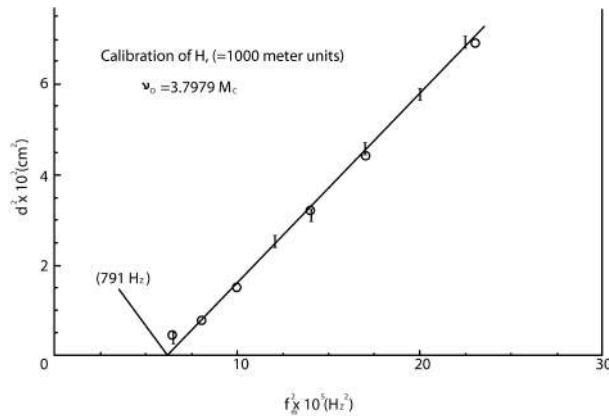


Figure 7: Plot of the square of the distance between resonances in distilled water O nd in heptane with Aluminum small particles I versus modulation frequencies. Intersection of line with horizontal axis is $(\gamma H_1 / 2\pi)$

tron bath. This process is determined not so much by the statistical distribution as by the large electronic level spacing in small particles which does not allow energy conservation. Table II lists relevant parameters, in the samples studied. The number of electrons in a small particle may be even or odd. The thermodynamic properties are predicted to be different for the two cases. The thermodynamical description is further complicated by the fact that in a given ensemble of particles the energy level distribution in each particle is expected to be different due to their different sizes, shapes and surface

irregularities. Three different ensembles were realized depending on the type of symmetry that characterizes the system and on the character of the number of electrons, even or odd [25]. The QSE should disappear in particles where the energy level broadening ΔE is larger than the average spacing δ between levels [52].

Electronic Properties

(a) Kawabata [5] developed an EPR theory in fine particles based on the QSE. The EPR experimental results of Monot et al. [53] in silver at 77°K ($kT \approx 7 \times 10^{-3} eV$) are consistent with the theory which predicts a line width of the order $\hbar\omega / \tau_s \delta$ and line shifts toward lower frequencies by the same amount. We noted that the electron spin relaxation time τ_s taken to be proportional to ΔH_{-1}^{PP} is found to be 10^{-8} sec. This value implies that, as far as nuclear relaxation is concerned, the electrons in small particles are at thermal equilibrium as compared with the excited nuclear ensemble. Such is the case in bulk.

(b) The increase of the electronic relaxation time predicted by Kubo and by Holland [54] and realized by the freezing out the electron-phonon interaction in small particles had not been observed in the three metals studied [50, 55, 56] namely, copper: ($I=3/2$), sodium ($I=3$) and lithium ($I=3/2$). The failure to see an increase of τ_s suggests the existence of some type of mechanism which broadens the electron levels enhancing the relaxation process even above the bulk. We briefly mention research in three other areas.

(c) The enhancement of the specific heat in the range of 1.5-15°K in indium and lead small particles due to the low frequency surface-phonon modes has been discussed [8]. The atoms at the surface are less bound than inside atoms and thus can have larger displacements and lower frequencies. The results appeared to be consistent with estimates of the low-frequency cutoffs in the phonon spectrum caused by the QSE. Nonnenmacher [9] explains the enhancement of the specific heat using the asymptotic behaviour of the specific heat formula in the limits of high and low temperature and Kenner and Allen [13] determine a corrected density of states by considering the effect of the surface.

(d) Meier and Wyder [7] found that the magnetization of small indium particles saturates at low fields. The effect cannot be explained using the QSE as developed by Kubo.

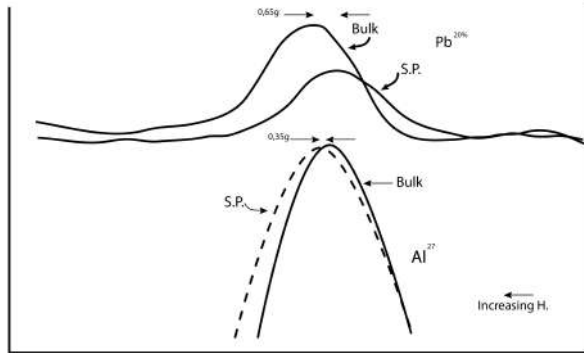


Figure 8: Tracing of dispersion signals in lead and aluminum, bulk and small particles (S.P.), showing a shift in the position of the peak.

NMR Studies

All NMR experiments in small particles have been performed in copper, Aluminum and lithium perhaps because of the large signal-to-noise ratio and relative ease of producing small particles of these metals.

(a) Peak-to-peak line width ΔH_{PP} in Al small particles was independent of temperature in the range of 1.4 - 4.2°K [19].

(b) The intensity of the resonance signal decreased with a decrease in particle size and temperature. Between 1 and 10 °K the intensity is linear on a log-log plot for the two variables.

(c) In particulate, Aluminum T_1 decreases in the range 1.5 - 4.5°K and increases for $T < 1.5^\circ K$ as compared to bulk Aluminum.

(d) T_1 in copper was found to decrease between 1 and 4°K [23]. Two components of the relaxation mechanism were found. One was temperature dependent such that $T_1 T = 1.27 \text{sec}^\circ K$, the bulk value, and the other was temperature independent increasing in magnitude as the particle size decreased.

(e) Line width in Cu done at 1.4 and 4.2°K showed an increase of ΔH_{PP} with increasing magnetic field, decreasing temperature and decreasing particle size [21, 23, 24].

The Surface Effect

Theoretical Considerations

In discussing the QSE no consideration was given to the presence of the surface except for the boundary condition effect on the electronic wave functions. The experimental results seem to indicate that one cannot avoid including this important physical characteristic of small particles which, clearly, is difficult to deal with.

Before discussing the process of relaxation in metals, the Knight shift must be considered [57]. The nuclei in the metal see an extra magnetic field $4H_0$ due to the polarization of the s-electrons which have a large probability density near the nucleus. This extra field causes

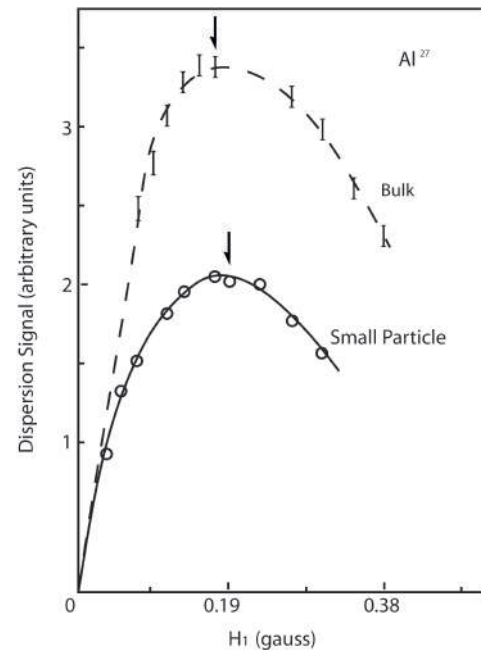


Figure 9: Saturation of aluminum lock-in signal in bulk and small particles. Units are not the same for both curves.

a shift in the resonant positions as compared with the same nuclear species in a non-metallic sample. The electron polarization is temperature independent so the shift is also temperature independent. According for the Knight shift [57],

$$K = \Delta H_o / H_o = \frac{8\pi}{3} \chi_e |\phi_F(0)|^2 \quad (14)$$

where χ_e is the macroscopic susceptibility per atom per unit volume of the conduction electrons. $|\phi_F(0)|^2$ is the electron probability density at the nucleus for all electronic states at the Fermi surface. If we combine the expression for T_1^{-1} (Eq. 2) with K we obtain the so called Korringa relation [58].

$$K^2 T_1 T = \frac{\hbar \gamma_e^2}{4\pi \gamma_n^2} \quad (15)$$

The Korringa relation is independent of the electronic structure. The effect of the surface on the NMR results in small particles was first investigated by Charles and Harrison in 1963 [14]. They developed a model based on the picture used by Blandin and Daniel [59] to explain the variations in the Knight shift and broadening of the resonance lines in alloys. Blandin and Daniel find that at low concentrations, the relative variation of the Knight shift is proportional to the amount of dissolved atoms, whereas the broadening increases as the square of the concentration. The effect of introducing a surface is treated by considering a semi-infinite medium and computing the fluctuations $\delta_\rho(x, \epsilon_F)$ in the density of electrons per unit volume per unit energy evaluated at the Fermi energy. The computations are based

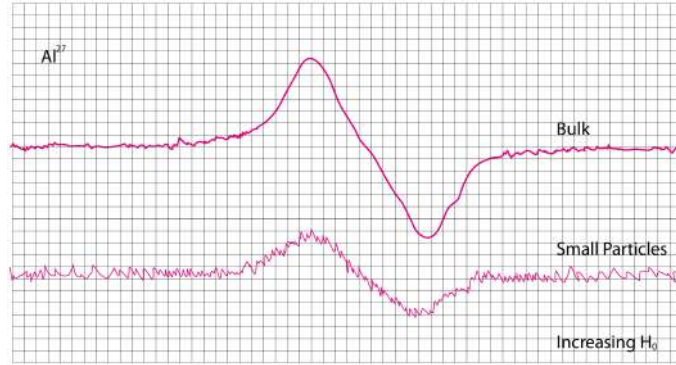


Figure 10: Absorption signals in Aluminum bulk and small particles, $H_1 = 38$ mgauss. Modulation frequency is 13 Hz. Resonance frequency 3.7979MHz. Sensitivity of lower trace is 5/2 of upper trace. Integration time constant is 10 seconds.

on the free electron model but normalized to the unperturbed density $\rho_o(x, \epsilon_F)$. The nuclei form a lattice at positions x_i which take the values $a, 2a, 3a, \dots$. For a semi-infinite medium the authors imposed that the wave function vanished at $x=0$. The probability density due to a single electron is proportional to $\sin^2 k_x x$, where k_x is the x component of the wave number. The charge density averaged over the Fermi surface is

$$\rho(x, \epsilon_F) = \rho_o (1 - \sin^2 k_F x / 2k_F x)$$

where ρ_o is the electron density per unit volume and energy at large distances.

Thus

$$\delta\rho(x, \epsilon_F) = -\rho_o \sin^2 k_F x / 2k_F x$$

The Knight shift was then defined as

$$K = \frac{\sum_i \delta\rho(x, \epsilon_F)}{\sum_i \rho_o(x, \epsilon_F)}$$

and the line broadening as the mean-square deviation of the density evaluated at the nuclei,

$$\Delta = \left\{ \frac{\sum_i |\delta\rho(x, \epsilon_F)|^2 - |\sum_i \delta\rho(x, \epsilon_F)|^2}{\sum_i \rho_o(x, \epsilon_F)} \right\}^{1/2}$$

The sums were calculated over all planes i . Charles and Harrison reasoned that the broadening was caused by the long range electronic charge fluctuations at the surface of the particle which caused a distribution of Knight shifts. These shifts, however, were too small to be observed. The data supported the model; broadening was field dependent indicating that Knight shift effect and the broadening varied inversely with the square root of the particle size.

NMR Studies

(a) Charles and Harrison tested their model of a distribution of Knight shifts in lead small filaments, since the extra broadening of the line $\{\Delta H^2 - \Delta H^2(bulk)\}^{1/2}$ was attributed to this distribution it should vary linearly with the external field. They found a rough linear relationship.

(b) The work in copper by Ido [24] reported a linear relationship between the extra broadening and the field for particle diameters between 70 and 600 Å and fields below 6 Kgauss. For 70 and 100 Å particles the linear relationship extended to 15 Kgauss. The saturating behaviour of the line width at large fields for larger samples suggested that the absorption lines were composed of two lines; one due to the distribution of Knight shifts and therefore field dependent and the other independent of the field [24].

(c) Ido also found a line width which varied as the inverse square root of the particle diameter, in agreement with the Charles - Harrison surface treatment.

(d) The third effect found was the broadening of the line in Aluminum. Using a $90^\circ - \tau - 40^\circ$ pulse sequence and observing an echo Dowley [17] found that the broadening was of quadrupolar origin and not magnetic. The quadrupolar broadening was small (0.35 gauss) but, since it was assumed to be caused by the distribution of Knight shifts the effect should have been small in Aluminum where $K=0.16\%$. The electric field gradient in Aluminum small particles was found to be an order of magnitude larger than in the bulk. The experimental field gradient agreed fortuitously well with the calculated value. The agreement gave strong support to the proposed mechanism of broadening.

(e) We finally discussed the Knight shift measurements at low temperatures. Fujita et al. [19] found that the Knight shift in Aluminum small particles was independent of particle size and temperature. On the other hand, Kobayashi [29] reported a marked Knight shift change in small particles as a function of size and temperature. The shift approached zero as the temperature was lowered below 4.2°K and as the particle size decreased.

	T	ν_o	ΔH_{PP}	$g(0)$	H_1	T_1^{exp}	T_1	T_1^{SP}/T_1^B	K	K'	
	°K	MHz	gauss	msec	mgauss	msec	msec		%	%	
Al ²⁷	B	300	3.7979	8.62±0.10	0.290	171±5	4.85±0.70	6.00±0.04 _(a)	0.78±0.14	0.162 _(c)	0.01
	SP			8.35±0.20		190±5			0.66±0.14 _(a)	0.172	
Pb ²⁰⁷	B	77	3.7979	2.05±0.20	0.28	660±7	0.45±0.09	0.38 _(b)	1.58±0.26	1.24 _(b)	-0.02
	SP			2.54±0.35		584±5			1.26		
Ag ¹⁰⁹	B	300	2.2900	1.25±0.10		192±12			1.65±0.50		
	SP			1.61±0.20		216±12					

Table 3: Experimental results.

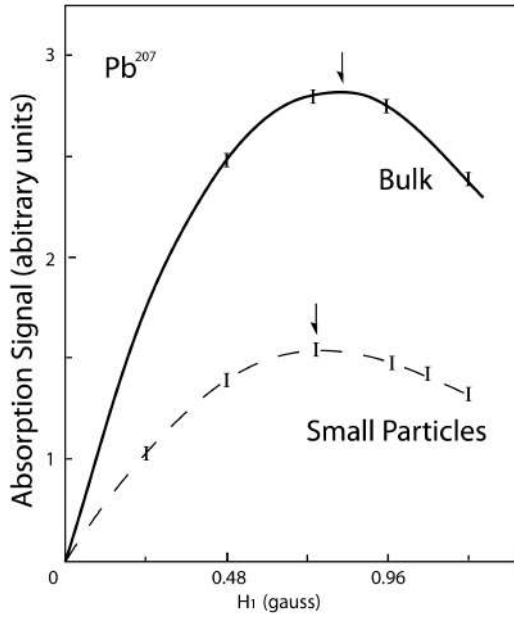


Figure 11: Typical saturation curves in lead bulk and small particles. Ordinate is the peak-to-peak absorption derivative. Units are different in both figures. Arrows indicate maximums, their averages are given in the text.

Both studies were performed in the temperature range between 1.0 and 4.2°K.

Experimental Results

The S/N ratio determined the type of saturation method used to obtain T_1 and the ratio of relaxation times between the small particles (SP) and bulk (B) samples, T_1^{SP}/T_1^B . The NMR measurements on the various samples of a specific metal were made under identical experimental conditions to reduce error in the relative values of the relaxation times. Absolute values of T_1 were found only for bulk aluminum and lead using the $g(0)$ value calculated from Eq. 4 and Eq. 10. The ratio of relaxation times was determined using Eq. 11, from

$$T_1^{SP}/T_1^B = (H_1^{SP}/H_1^B)^2 (\Delta H_{PP}^{SP}/\Delta H_{PP}^B) \quad (16)$$

where H_1 was determined from the maximum of the saturation curves (see Figures 10 and 12) and the average value of H_1 from several curves is given in Table III.

Rough values of the Knight shift were also obtained for aluminum and lead by recording the displacement of

the dispersion derivative peaks (see figure 9). Table III gives two values of the Knight shift,

$$K = \{(H_o - H_o^{SALT})/H_o^{SALT}\} 100\% \quad (17)$$

calculated using the literature values [52] of the bulk shift given by:

$$\text{Aluminum } 0.162\% \quad \text{Lead } 1.24\%$$

and the measured relative shift defined by

$$K^S = K^{SP} - K^B \quad (18)$$

Aluminum

The aluminum samples were run at room temperature (300°K) and a resonance frequency $\omega_o/2\pi = 3:7979\text{MHz}$. T_1 was determined by the Goldman method of saturation of the dispersion derivative under fast modulation conditions and slow scan. The frequency of modulation was $\nu_m = 400\text{Hz}$ and its amplitude $H_m = 1:75\text{gauss}$. The scan speed was 0.2 gauss/min with an integration time constant of 10sec. These values satisfy the Goldman conditions (Eq. 9). Figure 10 shows a saturation curve for the two samples. $g(0)$ was determined by integrating the integrated absorption derivative (Eq. 10). The experimental conditions were: $\nu_m = 13\text{Hz}$, $H_m = 1:4\text{gauss}$, scan speed 1.01 gauss/min, integrating time constant 30 sec, $H_1 = 0:019\text{gauss}$. The line widths used to determine the ratio $TSP T_2^{SP}/T_2^B = (\Delta H_{PP}^B/\Delta H_{PP}^{SP})$ were measured from the curve shown in Figure 11 taken under the same conditions as those used for the $g(0)$ determination except that $H_1 = 0:026\text{gauss}$. The ratio of relaxation times was compared with the value obtained by Kessemeier [49] in the same samples using the pulse technique (see Table III).

Lead

The lead resonant isotope Pb²⁰⁷ occurs with a natural abundance of only 21% and, therefore the best results were obtained by conducting the measurements at liquid nitrogen temperature using the saturation of the absorption method. The resonance frequency was 3.7979 MHz. The modulation $\nu_m = 80\text{Hz}$ which satisfies $\omega_m T_1 \approx 1$ and not $\omega_m T_1 \ll 1$ over the ratio of SP to B T_1^S should not be affected. The experimental conditions for recording the absorption derivatives were

$\nu_m = 80$ Hz , $H_m = 1:0$ gauss, scan speed 2.9 gauss/min with an integration time constant of 10sec. Figure 12 shows a saturation curve for each sample. We did not plot the absorption peak in order that we could obtain a better relative value of relaxation times avoiding the double integration of the shape functions.

The line widths were determined from Figure 13 under the following conditions: $\nu_m = 80$ Hz , $H_m = 1:0$ gauss, scan speed 0.24 gauss/min, integration time constant of 100sec and, $H_1 = 0:072$ gauss.

Silver

Preliminary runs were made in Ag¹⁰⁹ SP. The line width measurements were taken from Figure 14. Approximate results were obtained by using the Goldman method [46] at $\nu_o = 2:2900$ MHz and room temperature. The saturation experiment was run under the following conditions: $\nu_m = 80$ Hz , $H_m = 2:0$ gauss which is an order of magnitude larger than the line width given in the literature [53] and therefore does not satisfy the first Goldman condition (Eq.9). The scan speed was 0.18gauss/min with an integration time constant of 100sec. The saturation value of H_1 in bulk and SP is given in Table II. The line width measurements (see Figure 14) were taken with $\nu_m = 40$ Hz , $H_m = 1:1$ gauss, scan speed 7×10^{-2} gauss/min with an integration time constant of 300sec and $H_1 = 0:28$ gauss. We note the shift towards high fields of the SP line with respect to the bulk as in the case of lead. No value was quoted as the uncertainty was too large. The data for all three metal samples studied are summarized in Table 3. The uncertainty quoted for the ratio T_1^{SP}/T_1^B was the relative uncertainty $\delta R/R$ calculated from Eq. 16,

$$R = T_1^{SP}/T_1^B = (H_1^{SP}/H_1^B)^2 (\Delta H_{PP}^{SP}/\Delta H_{PP}^B)$$

for the worse case, that is

$$\frac{\delta R}{R} = 2 \left(\frac{\delta H_1^B}{H_1^B} + \frac{\delta H_1^{SP}}{H_1^{SP}} \right) + \frac{\delta \Delta H_{PP}^B}{\Delta H_{PP}^B} + \frac{\delta \Delta H_{PP}^{SP}}{\Delta H_{PP}^{SP}}$$

Note that the H_1 values give the largest contributions to the uncertainty.

Interpretation of Data

The discussion of the theoretical and experimental results reported prior to this research points to complex of the description of physical processes in small particles. We divide this section into five topics, relaxation time, line width, Knight shift, broadening of electronic levels and intensity. The latter is included to substantiate our interpretation although we did not take any intensity data.

Spin- Lattice Relaxation Time

We have found, for the first time, an increase of the nuclear spin-lattice relaxation time T_1 in small particles of the spin 1/2 metals lead and silver over their respective bulk values (Table 3). These results are interpreted in terms of the quantum size effect predicted by Kubo. The average energy level spacings δ in small particles become comparable to or exceed the nuclear Zeeman energy and thus the nuclear relaxation via the conduction ion electrons may be inhibited. These results suggested then that the broadening ΔE of the electronic levels was not as large as the average level spacing δ in spin 1/2 particles.

However, the relaxation time T_1 in aluminum (spin I=5/2) small particles decreased. T_1 was measured on the same aluminum sample by the saturation method and by the pulsed technique [60]. The T_1 values obtained agreed within experimental accuracy. The decrease of T_1 with decreasing average particle diameters in aluminum at 300°K agrees with the reported results in aluminum and copper in the temperature range 1.0-4.2°K for which the broadening ΔE is smaller than δ and which we estimate for our aluminum sample to be one order of magnitude smaller than δ (Table II).

It is our contention that the decrease of the relaxation time in small particles of aluminum as compared to the bulk was caused by the quadrupolar interaction which only exists in materials with nuclear spin larger than 1/2. There are two possible contributions to the relax at ion process via the quadrupolar interaction; one due to the conduction electron density and another due to the ionic charges. The latter couples the nuclear spins to the lattice vibrations and is considered to be negligible in bulk metals [61]. But in small particles it could be enhanced by the increased lattice spacings at the surface and by surface phonons. In this case it was expected the relaxation time to be temperature dependent in contradiction to the temperature independent component of T_1 found in copper [23] in the temperature range 1.0 - 4.2°K. The paramagnetic oxides are suggested to be the cause of the T component through the diffusion process. This temperature behaviour also contradicts the conclusions of Mitchell [62] for relaxation in metals.

To explain the discrepancy between the experimental value of T_1 in aluminum and the larger theoretical value obtained by considering only the contact part of the hyperfine interaction (s- component), the effect of the non-contact part by the addition of a p-wave component to the electron wave function was included and also considered the effect of the quadrupole interaction due to the conduction electron density. It is believed these modes will shorten the relaxation time in aluminum one may write

$$\frac{1}{T_1 T} = \left(\frac{1}{T_1 T} \right)_{HYP(S)} + \left(\frac{1}{T_1 T} \right)_{HYP(P)} + \left(\frac{1}{T_1 T} \right)_{QUAD}$$

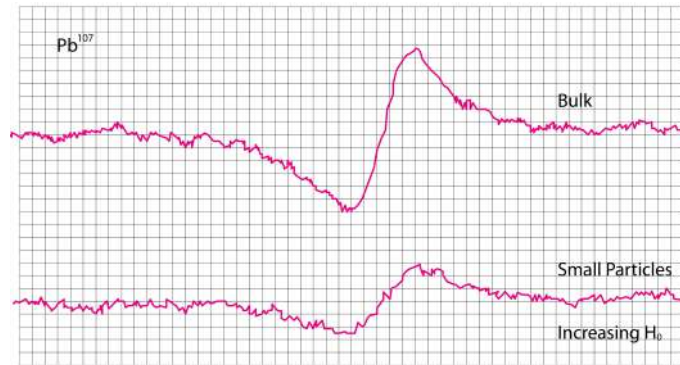


Figure 12: Absorption signals in lead bulk and small particles. $H_1 = 0:72$ gauss. Modulation frequency is 80 Hz. Resonance frequency 3.7979 MHz. integration time constant is 100 sec.

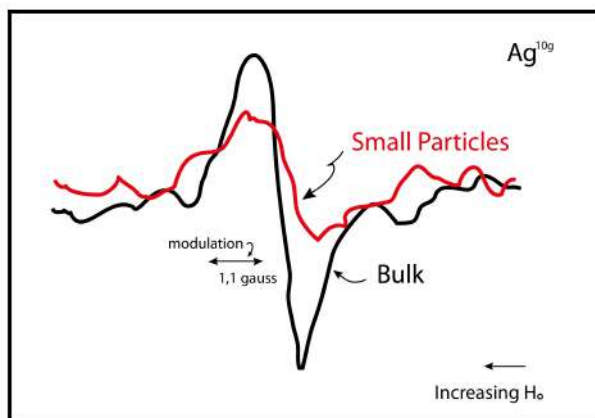


Figure 13: Tracings of absorption signals in silver. $H_1 = 0:28$ gauss. Modulation frequency is 40 Hz. Resonance frequency is 2.2900 MHz, scan speed 0.07 g/min. Integration time constant is 300 sec.

The two last terms give comparable contributions to the relaxation mechanism, the contact part still being the dominant term. Mitchell concluded that even in aluminum bulk samples at room temperature the non-contact and quadrupole couplings may contribute as much as 20% to the value of the relaxation time. We expect that in aluminum small particles the contribution due to the quadrupolar interaction will certainly be larger since the electric field gradient will increase by as much as one order of magnitude.

Line Width

The introduction of the quadrupolar interaction agrees with Dowleyt's experimental result of quadrupolar broadening in Al small particles. He found that the electric field gradient in Al small particles was 10 times larger than the one produced by strains and dislocations in the bulk. The small broadening (0.35 gauss) reported was explained by the small Knight shift in Al. We note that the line widths reported here are the peak-to-peak values. The values of the line widths in Pb reported by Charles and Harrison are larger than our values by a factor of 2. This suggests that the larger values were caused by modulation broadening.

Knight Shift

We have only rough estimates for the Knight shifts (Table 3) in Al and Pb. The direction of the shifts is in agreement with the Korringa relation; the Knight shift in Al small particles moved towards larger magnetic fields as compared to bulk samples. Recall that $K^2 T_1 T = constant$; therefore in Al T_1 should decrease as measured. In Pb we found the opposite effect, K decreased suggesting an increase of T_1 with respect to the bulk as measured. Figure 14 shows a displacement of the small particle line towards lower field but no measurement was taken due to the small signal-to-noise ratio. These measurements were taken at 300°K for Al and 77°K for Pb.

Broadening of Electronic Levels

The QSE would be masked if there is a broadening ΔE of the electronic levels which would exceed the average energy level separation δ . There are several mechanisms responsible for broadening of the electronic levels in bulk metallic samples. We may obtain an estimate of ΔE by using the Heisenberg uncertainty relation $\Delta E \geq \hbar/\tau$, which gives a lower limit on ΔE where τ stands for the life-time of the spin state as determined by the various interactions. Elliot [63] pointed out that the dominant interaction contributing to electron spin relaxation is the electron-phonon interaction via the spin-orbit coupling. He found that the electron spin-lattice relaxation time τ_s could be related to the resistivity relaxation time τ_R by the approximate expression

$$\tau_s \sim \tau_R / (\Delta g)^2 \quad (19)$$

where Δg is the electronic g-shift which is determined by the spin-lattice coupling and the band structure. In metallic particles τ_R can be estimated to be D/v_F , where D and v_F are the diameter of the particle and the Fermi velocity of the electrons (5). The value quoted in Table II was obtained with $\tau_s D/v_F (\Delta g)^2$. No value could be given for lead since τ_s has not been determined. However, Holland showed that the electron-

phonon processes are quenched in small particles below a certain critical diameter D_c . There should be contributions from electron-phonon processes involving a change in the electron energy if $N \geq v_F/\pi v_s$, where v_s is the sound velocity and N the number of unit cells in a crystal diameter. Values obtained for the critical diameters in the metals used in his investigation are:

aluminum 560 Å
lead 1200 Å
silver 730 Å

These values are well above the average particle diameters our samples. The contributions to the relaxation from electron-phonon interactions where the electron energy is unaltered are determined by $D_c < v_s \tau_s$. We estimated for silver: $D_c \approx 200 \text{Å}$, and for aluminum: $D_c \approx 400 \text{Å}$. There was no reported value for τ_s in lead, when this document was written.

Multi-phonon processes could be effective in the relaxation since, although being less probable than the one phonon type, their number is much larger. However the one phonon picture is enough to adequately describe resistivity and has been assumed by Holland to describe the relaxation by the Elliot mechanism. In the absence of multi-phonon processes one should therefore expect an increase of the electron relaxation time τ_s [64]. This was not observed. Instead, τ_s decreases.

We finally note that if we use for τ , in the calculation of the uncertainty ΔE , the measured values of τ_s , in the metals for which there is available data we find that in Ag $\Delta E \approx 10^{-8} \text{eV}$ for $D = 10^4 \text{Å}$ (64); in Li and Na $\Delta E \approx 10^{-7} \text{eV}$ for $D = 100 \text{Å}$ (55); in Cu $\Delta E \approx 10^{-7} \text{eV}$ for $D = 10^4 \text{Å}$ (55). That is, we obtained a broadening two orders of magnitude smaller than δ .

The preceding discussion gives only a rough estimate of the level broadening. There is a question of what appropriate τ to use in $\Delta E \approx \hbar/\tau$ for small particles. We cannot extrapolate from bulk data as shown by the work of Holland, that is, the electron-single phonon processes is found to be quenched in small particles. Apparently the estimates of τ and the corresponding broadening ΔE given in Table 2 are too high at least for spin 1/2 metals as our results indicate; we found an increase of ΔE . The value of ΔE quoted for aluminum in Table 2 is an order of magnitude smaller than δ and, for the samples used, the electron-single phonon processes are quenched. Therefore, we could expect that this estimate of ΔE is too large. Furthermore, extrapolating to aluminum the values of ΔE determined from the experimental values of τ_s in other metals we could expect a broadening two orders of magnitude smaller than δ . This lends further support to our contention that the decrease of T_1 is of quadrupolar origin and is not masked by the broadening of the electronic levels.

Intensity

The decrease of the intensity of the resonance line with a decrease of the aluminum particle size reported by Fujita et al. was observed by Kesemeier [49]. The existence of a large electric field gradient in the small particles could cause the reduction of line intensity. Fujita observed a decrease of intensity and did not report a broadening of the lines as the particle size decreases. This effect was similar to the second order quadrupole effect seen in alloys [61] where the intensity of the central line decreases as a function of solute concentration and no broadening of the line occurs. If broadening occurred the decrease of intensity was assigned to the first order quadrupole effect which appears for field gradients strong enough to broaden the satellites beyond observability and yet not sufficiently strong to split the central line [65]. There is not enough data available for numerical estimates of these effects.

Conclusion

At present there does not exist a detailed dynamical theory which accounts for nuclear relaxation in small metallic particles. Such a theory should predict, if not exact values, the dependency of the nuclear relaxation time on characteristic parameters such as the shape of the particles, the type of surface, the surface to volume ratio, the temperature and the value of the nuclear spin. Extrapolating bulk properties to small particles is clearly not permissible. In particular, the Korringa relation for bulk metals must be modified. Comparison between relaxation time calculations and experimental results would further be hampered by scattering in the particle sizes as well as other parameters which would enter in the calculations. To separate the magnetic from the electric contributions to T_1 one could check on the ratio $(T_{1a}^{-1}/T_{1b}^{-1})_{max} = \gamma_a^2/\gamma_b^2$ of a metal with several isotopes. If the ratio does not hold it would indicate quadrupolar which obeys $(T_{1a}^{-1}/T_{1b}^{-1})_{quad} = Q_a^2/Q_b^2$ (61). This research considered only one of the possible parameters involved in the small particle relaxation mechanism, namely, the value of the nuclear spin. An increase in the relaxation time was obtained, a quantum size effect predicted by Kubo [2].

References

- [1] Fröhlich, H. 1937. *Physica*, 6: 406.
- [2] Kubo, R. 1966. *J. Phys. Soc. Japan*, 17: 975.
- [3] Kawabata, A.; Kubo, R. 1966. *J. Phys. Soc. Japan*, 21: 1765.
- [4] Gorkov, L.; Eliasberg, G. *Soviet Phys. JETP*, 21: 940.
- [5] Kawabata, A. 19670 *J. Phys. Soc. Japan* 29: 902.
- [6] Denton, R.; Mühlischlegel, B.; Scalapino, D. 1971. *Phys. Rev. Letters*, 26: 707.

- [7] Meier, F.; Wydner, P. 1973. *Phys. Rev. Letters*, 30: 181.
- [8] Novotny, V.; Meincke, P. 1973. *Phys. Rev. B*, 8: 4186 (1973).
- [9] Nonnenmacher, Th. 1975. *Phys. Letters*, 51A: 213.
- [10] Cooper, L.; Hu, S. 1971. "Density of Electron Levels for Small Particles". *Electronic Density of States (U.S. Gov. Printing Office, Washington D.C.)*
- [11] Kennard, E.; Waber, J. 1971 "Potential; Charge Density Near the Interface of a Transition Metal". *Electronic Density of States (U.S. Gov. Printing Office, Washington D.C.)*
- [12] Kubc, R. 1968. *Comments on S. S. Phys*, 1: 61.
- [13] Kenner, V.; Allen, R. 1975. *Phys. Rev. B*, 11: 2858.
- [14] Charles, R.; Harrison, H. 1963. *Phys. Rev. Letters*, 111: 75.
- [15] Masuda, Y.; Redfield, A. 1964. *Phys. Rev.*, 133A: 944.
- [16] Charlovin, J.; Froidevaux, C.; Taupin, C.; Winter, J. 1966. *S. S. Commun.*, 4: 357.
- [17] Dawley, M. 1967. *Phys. Letters*, 24A: 428.
- [18] Taupin, C. 1967. *J. Phys. Chem. Solids*, 28: 41.
- [19] Fujita, T.; Ohsima, K.; Wada, N.; Sakakibara, T. 1970. *J. Phys. Soc. Japan*, 29: 797.
- [20] Kobayashi, S.; Takahashi, T.; Sasaki, W. 1970. *Phys. Letters*, 33A: 429.
- [21] Hines, W. 1971 "Low Temperature NMR Study of Small Copper Particles". *Proceedings of the Twelfth International Conference of Low Temperature Physics (Academic Press of Tokyo)*.
- [22] Kobayashi, S.; Takahashi, T.; Sasaki, H. 1971. *J. Phys. Soc. Japan*, 31: 1442.
- [23] Kobayashi, S.; Takahashi, T.; Sasaki, W. 1972. *J. Phys. Soc. Japan*, 32: 1234.
- [24] Ido, M.; Shitukawa, A.; Hoshino, E. 1973. *J. Phys. Soc. Japan*, 34: 556.
- [25] Yee, P.; Knight, H. 1975. *Phys. Rev.*, B11: 3261.
- [26] Andrew, E. 1955 "Nuclear Magnetic Resonance" (*Cambridge Press, London*).
- [27] Spokas, J.; Slichter, C. 1959. *Phys. Rev.*, 113: 1462.
- [28] Asayama, K.; Itoh, J. 1962 *J. Phys. Soc. Japan*, 17: 1065.
- [29] Narath, A. 1967. "Nuclear Magnetic Resonance". *Hyperfine Interactions (Academic Press, N.Y.)*.
- [30] Beck, O.; Smith, A.; Wheeler, A. 1940. *Proc. Roy. Soc. (London)*, A177: 62.
- [31] Beck, O. 1945 *Rev. Mod. Phys.*, 17: 61.
- [32] Kimoto, K.; Kamiya, Y.; Nonoyama, M.; Uyeda, R. 1963. *Japan J. Appl. Phys.*, 2: 72.
- [33] Yatsuya, S.; Kasukabe, S.; Uyeda, R. 1973. *Japan J. Appl. Phys.*, 122: 1675.
- [34] Wada, N. 1967. *Japan J. Appl. Phys.*, 6: 553.
- [35] Turkevich, J. "Ultrafine Particles in the Gas Phase". *Fundamental Phenomena in the Material Sciences (Plenum Press, N. Y.)*.
- [36] Kuhn, W. 1953. "Introduction in Ultrafine Particles". (*John Wiley, N. Y.*).
- [37] Taylor, A. 1949 "An Introduction to X-Ray Metallography". *Chapman & Hall Ltd., London*.
- [38] Alexander, L.; Klug, H. 1950. *J. Appl. Phys.*, 21: 137.
- [39] Alexander, L. 1950. *J. Appl. Phys.*, 21: 126.
- [40] Bloch, F. 1945. *Phys. Rev.*, 70: 37.
- [41] Bloembergen, N.; Purcell, E.; Pound, R. 1948. *Phys. Rev.*, 73: 679.
- [42] Goldman, M. 1970. "Spin Temperature NMR in Solids". *Clarendon Press, Oxford*.
- [43] Poole, C.; Farach, H. 1971. "Relaxation in Magnetic Resonance". *Academic Press, N. Y.*
- [44] Redfield, A. 1955. *Phys. Rev.*, 98: 1787.
- [45] Goldman, M. 1964. *Le Journal de Physique*, 225: 843.
- [46] Reference 26, page 105.
- [47] Masuda, Y. 1957. *J. Phys. Soc. Japan*, 12: 523.
- [48] Narath, A.; Fromhold, T. 1967. *Phys. Letters*, 25A: 49.
- [49] Kessemeyer, H. *unpublished*.
- [50] Anderson, W. 1956. *Phys. Rev.*, 102: 151.
- [51] Emsley, J.; Freney, J.; Sutcliffe, L. 1965. "High Resolution NMR Spectroscopy". (*Pergamon Press, Oxford*), 1.
- [52] Keibig, U. 1974. *J. Phys. F: Metal Phys.*, 4: 999.
- [53] Monot, R.; Narbel, C.; Borel, J. 1974. *Nuevo Cimento*, 19B: 253.
- [54] Holland, B. 1967. "Conduction Electron Spin Relaxation in Small Particles". *Magnetic Resonance; Relaxation (North Holland, Amsterdam)*.
- [55] Asayama, K.; Oda, Y. 1967. *J. Phys. Soc. Japan*, 21: 937.
- [56] Ya, M.; Fetinov, V. 1965. *Soviet Phys. JETP*, 21: 19.
- [57] Knight, W. 1956. *S. S. Phys.*, 2: 93.
- [58] Korrington, J. 1950. *Physica*, 16: 601.
- [59] Blandin, A.; Daniel, E. 1959. *J. Phys. Chem. Solids*, 10: 126.
- [60] Poitrenaud, J.; Winter, J. 1964. *J. Phys. Chem. Solids*, 25: 123.

- [61] Winter, J. 1971. *Magnetic Resonance in Metals* (Clarendon Press. Oxford).
- [62] Mitchell, A. 1957. *J. Chem. Phys.*, 26: 1714.
- [63] Elliot, R. 1954. *Phys. Rev.*, 96: 266.
- [64] Smith, M.; Ingram, D. 1962. *Proc. Phys. Soc. (London)*, 80: 139.
- [65] Rowland, T. 1961. *Prog. In Materials Science*, 9: 1.

Campo escalar complejo masivo de Klein-Gordon en un background de Schwarzschild

Carlos A. Marín^{1*}

¹ Colegio de Ciencias e Ingeniería, Universidad San Francisco de Quito

*Autor principal/Corresponding author, correo electrónico: cmarin@usfq.edu.ec

Editado por/Edited by: Cesar Zambrano, Ph.D.

Recibido/Received: 2015/02/27. Aceptado/Accepted: 2015/03/05.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Abstract

The behaviour of a massive complex Klein-Gordon scalar field in a Schwarzschild background is analyzed using tortoise coordinates. Using these coordinates we obtain an expression for the action in terms of an effective potential and a radial wave function. From the action we get the corresponding wave equation and obtain some solutions of that equation for a mode of frequency ω . Additionally, we study the effective potential in terms of the radial distance r and the quantum number l . Finally, we estimate the energy that we need to traverse the potential barrier for some values of l .

Keywords. Complex scalar field, Klein-Gordon, general relativity, Schwarzschild.

Massive complex Klein-Gordon scalar field in a Schwarzschild background

Resumen

El comportamiento de un campo escalar complejo masivo de Klein-Gordon inmerso en un background de Schwarzschild es analizado utilizando coordenadas de tortuga. Usando dichas coordenadas obtenemos una expresión para la acción en términos de un potencial efectivo y una función de onda radial. A partir de dicha acción deducimos la ecuación de onda correspondiente y calculamos algunas soluciones de la mencionada ecuación para un modo de frecuencia ω . Adicionalmente, se estudia el comportamiento del potencial efectivo en función de la distancia radial r y el número cuántico l . Finalmente, evaluamos la energía necesaria para atravesar la barrera de potencial para algunos valores de l .

Palabras Clave. Campo escalar complejo, Klein-Gordon, relatividad general, Schwarzschild.

Introducción

Para la formulación de la Teoría General de la Relatividad (TGR), Einstein se basó en el principio de equivalencia entre la masa inercial y la masa gravitacional. Einstein se dio cuenta de que esta equivalencia sólo podía mantenerse si existía una conexión entre la fuerza gravitatoria y la geometría del espacio. La genialidad de Einstein fue suponer que el espacio-tiempo localmente no es plano, sino que está curvado debido a la distribución de materia y energía en él presente. En la TGR el espacio y el tiempo constituyen una estructura geométrica curvada en forma continua. La gravedad es una distorsión de la curvatura del espacio-tiempo. La TGR se resume en 14 ecuaciones [1-6]. Las ecuaciones de campo de Einstein (que representan en total 10 ecuaciones escritas en forma tensorial)

$$R_{\mu\nu} - \frac{1}{2}Rg_{\mu\nu} - \lambda g_{\mu\nu} = \frac{8\pi G}{c^4}T_{\mu\nu} \quad (1)$$

y la ecuación de las geodésicas (cuatro ecuaciones)

$$\frac{d^2 x^\mu}{ds^2} + \Gamma_{\rho\sigma}^\mu \left(\frac{dx^\rho}{ds} \right) \left(\frac{dx^\sigma}{ds} \right) = 0 \quad (2)$$

En (1) $R = g^{\alpha\beta} R_{\alpha\beta}$ es el escalar de Ricci. A $R_{\mu\nu}$ se le denomina Tensor de Ricci, el cual se define a partir del Tensor de Riemann-Christoffel ($R_{\nu\rho\sigma}^\mu$) que determina la curvatura del espacio-tiempo: $R_{\mu\nu} = R_{\mu\alpha\nu}^\alpha$ donde

$$R_{\nu\rho\sigma}^\mu = \frac{\partial}{\partial x^\rho} (\Gamma_{\nu\sigma}^\mu) - \frac{\partial}{\partial x^\sigma} (\Gamma_{\nu\rho}^\mu) + \Gamma_{\alpha\rho}^\mu \Gamma_{\nu\sigma}^\alpha - \Gamma_{\nu\rho}^\alpha \Gamma_{\alpha\sigma}^\mu \quad (3)$$

$g_{\mu\nu}$ es el tensor métrico; este determina las propiedades métricas del espacio-tiempo. $T_{\mu\nu}$ es el tensor energía-cantidad de movimiento. G es la constante de gravitación universal, c es la velocidad de la luz y λ es la constante cosmológica introducida por Einstein en 1917. En la ecuación (2) s representa el arco de curva y $\Gamma_{\rho\sigma}^\mu$ son

ISSN 1390-5384



los símbolos de Christoffel de segunda especie

$$\Gamma_{\rho\sigma}^{\mu} \equiv \frac{1}{2}g^{\mu\alpha} \left(\frac{\partial g_{\rho\alpha}}{\partial x^{\sigma}} + \frac{\partial g_{\sigma\alpha}}{\partial x^{\rho}} - \frac{\partial g_{\rho\sigma}}{\partial x^{\alpha}} \right) \quad (4)$$

x^{μ} es el cuadrivector posición de la partícula. Las letras griegas como: μ, ν, ρ , etc. toman los valores 0,1,2 y 3. Si hacemos $\lambda = 0$ en la ecuación (1), tenemos

$$G_{\mu\nu} \equiv R_{\mu\nu} - \frac{1}{2}Rg_{\mu\nu} = \frac{8\pi G}{c^4}T_{\mu\nu} \quad (5)$$

A $G_{\mu\nu}$ se le denomina Tensor de Einstein. Escrita en esta forma la última ecuación nos dice que la curvatura de una región del espacio-tiempo está determinada por la distribución de masa y energía que existe en la misma. A partir de las ecuaciones de campo, se puede determinar la métrica del espacio-tiempo para una distribución dada de materia o energía (el tensor métrico describe la desviación del teorema de Pitágoras en un espacio curvo). Para una distribución de masa con simetría esférica la métrica correspondiente es la de Schwarzschild.

En Mecánica Cuántica Relativista, la ecuación de Klein-Gordon [7-9]

$$(\partial_{\mu}\partial^{\mu} + m'^2)\phi = 0 \quad (6)$$

donde $m' = \frac{m_0c}{\hbar}$ describe un campo escalar real de espín cero con masa m_0 (\hbar es la constante de Planck reducida) en un espacio-tiempo plano. Dicha ecuación se puede derivar del Lagrangiano

$$L = \frac{1}{2}(\partial_{\mu}\phi)(\partial^{\mu}\phi) - \frac{1}{2}m'^2\phi^2 \quad (7)$$

En el caso de un campo escalar complejo y masivo en un espacio-tiempo plano el Lagrangiano es

$$L = (\partial_{\mu}\chi)(\partial^{\mu}\chi^*) - m'^2\chi^*\chi \quad (8)$$

donde

$$\chi = \frac{1}{\sqrt{2}}(\chi_1 + i\chi_2) \quad (9)$$

$$\chi^* = \frac{1}{\sqrt{2}}(\chi_1 - i\chi_2) \quad (10)$$

de manera que las ecuaciones de Euler-Lagrange conducen a las ecuaciones de Klein-Gordon

$$(\partial_{\mu}\partial^{\mu} + m'^2)\chi = 0 \quad (11)$$

y

$$(\partial_{\mu}\partial^{\mu} + m'^2)\chi^* = 0 \quad (12)$$

En la referencia [10] se analiza de manera elemental el comportamiento de un campo escalar real de Klein Gordon desprovisto de masa en un background de Schwarzschild usando coordenadas de tortuga (tortoise coordinates). En el presente artículo generalizamos dicho estudio para el caso de un campo escalar complejo masivo en dicho background. En primer lugar procederemos a calcular la expresión de la acción (usando coordenadas de tortuga) en términos del potencial efectivo, y a

partir de la misma deduciremos la ecuación de onda correspondiente. Posteriormente analizaremos algunas soluciones de dicha ecuación y calcularemos los puntos críticos del potencial efectivo. Finalmente evaluaremos la energía que es necesaria para atravesar la barrera de potencial para algunos valores del número cuántico l cerca del horizonte de sucesos dado por la fórmula de Schwarzschild $r_s = \frac{2GM}{c^2}$.

Métrica (Coordenadas de tortuga)

Consideremos la métrica de Schwarzschild [2, 3]:

$$(ds)^2 = c^2(d\tau)^2 = \gamma c^2(dt)^2 - \gamma^{-1}(dr)^2 - r^2(d\theta)^2 - r^2\sin^2\theta(d\phi)^2 \quad (13)$$

donde ds representa el intervalo invariante, c es la velocidad de la luz, r, θ y φ son las coordenadas esféricas de un punto en el espacio, τ es el tiempo propio (el intervalo de tiempo medido en un sistema de referencia donde el reloj está en reposo) y t es el tiempo coordinado medido por un observador remoto en reposo en dicho punto. $\gamma = 1 - \frac{2GM}{rc^2}$, donde M representa la masa que genera el campo gravitacional y G es la constante de gravitación universal. Al introducir la coordenada radial

$$r^* = r + \frac{2GM}{c^2} \ln \left(\frac{r - \frac{2GM}{c^2}}{\frac{2GM}{c^2}} \right), \quad (14)$$

vemos que cuando nos aproximamos al horizonte de sucesos del agujero negro definido por el radio de Schwarzschild $r \rightarrow r_s = \frac{2GM}{c^2}$, dicha coordenada radial se corre hacia $-\infty$. El sistema coordinado resultante r^*, θ, φ cubre entonces únicamente la región $r > \frac{2GM}{c^2}$. A la coordenada radial r^* se le denomina coordenada de tortuga (tortoise coordinate).

Diferenciando la ecuación (14) obtenemos $dr^* = \frac{dr}{\gamma}$ y por lo tanto podemos escribir

$$\frac{(dr)^2}{\gamma} = \gamma(dr^*)^2 \quad (15)$$

de manera que la métrica (13) se puede expresar como:

$$(ds)^2 = c^2(d\tau)^2 = \gamma [c^2(dt)^2 - (dr^*)^2] - r^2(d\Omega)^2 \quad (16)$$

donde $(d\Omega)^2 = (d\theta)^2 + \sin^2\theta(d\varphi)^2$

La parte radial y temporal de la métrica (para valores fijos de θ y φ) tiene ahora una forma simple denominada "métrica conformalmente plana" [10].

Acción

Consideremos un campo escalar complejo masivo (libre) de Klein Gordon (χ) inmerso en un background de Schwarzschild. La acción para χ es

$$S = \int d^4x \sqrt{-g} (g^{\mu\nu} \partial_\mu \chi^* \partial_\nu \chi - m'^2 \chi^* \chi) \quad (17)$$

donde $m' = \frac{m_0 c}{\hbar}$ (m_0 es la masa del campo escalar complejo y \hbar es la constante de Planck reducida). Los índices μ, ν pueden tomar los valores 0, 1, 2 y 3; $d^4x = dx^0 dx^1 dx^2 dx^3$ ($x^0 = ct$, $x^1 = r$, $x^2 = \theta$ y $x^3 = \phi$).

$$(g^{\mu\nu}) = \begin{pmatrix} \gamma^{-1} & 0 & 0 & 0 \\ 0 & -\gamma & 0 & 0 \\ 0 & 0 & -r^{-2} & 0 \\ 0 & 0 & 0 & -(r^2 \sin^2 \theta)^{-1} \end{pmatrix}$$

El tensor covariante correspondiente es

$$(g_{\mu\nu}) = \begin{pmatrix} \gamma & 0 & 0 & 0 \\ 0 & -\gamma^{-1} & 0 & 0 \\ 0 & 0 & -r^2 & 0 \\ 0 & 0 & 0 & -r^2 \sin^2 \theta \end{pmatrix}$$

por otro lado,

$$g = \det(g_{\mu\nu}) = -r^4 \sin^2 \theta \quad (18)$$

de manera que $\sqrt{-g} = r^2 \sin \theta$. Usando la regla de la cadena tenemos $\frac{\partial \chi}{\partial r} = \left(\frac{\partial \chi}{\partial r^*}\right) \left(\frac{dr^*}{dr}\right) = \frac{1}{\gamma} \left(\frac{\partial \chi}{\partial r^*}\right)$ y ya que $dr = \gamma dr^*$ la acción S se puede escribir

$$S = \int c dt dr^* d\theta d\phi \gamma r^2 \sin \theta \left(\frac{\left(\frac{1}{c^2} \left|\frac{\partial \chi}{\partial t}\right|^2 - \left|\frac{\partial \chi}{\partial r^*}\right|^2\right)}{\gamma} - \frac{1}{r^2} \left|\frac{\partial \chi}{\partial \theta}\right|^2 - \frac{1}{r^2 \sin^2 \theta} \left|\frac{\partial \chi}{\partial \phi}\right|^2 - m'^2 |\chi|^2 \right) \quad (19)$$

Haciendo el cambio de variable: $\psi = r\chi$, tenemos que

$$\begin{aligned} \frac{\partial \chi}{\partial t} &= \frac{1}{r} \frac{\partial \psi}{\partial t} \\ \frac{\partial \chi}{\partial r^*} &= \frac{\gamma}{r^2} \left(\frac{r}{\gamma} \frac{\partial \psi}{\partial r^*} - \psi \right) \\ \frac{\partial \chi}{\partial \theta} &= \frac{1}{r} \frac{\partial \psi}{\partial \theta} \\ \frac{\partial \chi}{\partial \phi} &= \frac{1}{r} \frac{\partial \psi}{\partial \phi} \end{aligned}$$

adicionalmente, ya que $\frac{d \ln r}{dr^*} = \frac{\gamma}{r}$, la ecuación (19) se puede escribir:

$$S = \int c dt dr^* d\theta d\phi \left(\sin \theta \left(\frac{1}{c^2} \left| \frac{\partial \psi}{\partial t} \right|^2 - \left| \frac{\partial \psi}{\partial r^*} - \frac{d \ln r}{dr^*} \psi \right|^2 \right) - \gamma m'^2 \sin \theta |\psi|^2 - \frac{\gamma}{r^2} \left(\sin \theta \left| \frac{\partial \psi}{\partial \theta} \right|^2 + \frac{1}{\sin \theta} \left| \frac{\partial \psi}{\partial \phi} \right|^2 \right) \right) \quad (20)$$

que también se puede escribir

$$S = \int c dt dr^* d\theta d\phi \left(\sin \theta \left(\frac{1}{c^2} \left| \frac{\partial \psi}{\partial t} \right|^2 - \left| \frac{\partial \psi}{\partial r^*} \right|^2 + 2 \operatorname{Re} \left(\psi \frac{\partial \psi^*}{\partial r^*} \right) \frac{d \ln r}{dr^*} - \left(\frac{d \ln r}{dr^*} \right)^2 |\psi|^2 \right) - \gamma m'^2 \sin \theta |\psi|^2 - \frac{\gamma}{r^2} \left(\sin \theta \left| \frac{\partial \psi}{\partial \theta} \right|^2 + \frac{1}{\sin \theta} \left| \frac{\partial \psi}{\partial \phi} \right|^2 \right) \right) \quad (21)$$

Utilizando integración por partes tenemos que

$$\begin{aligned} \int dr^* \operatorname{Re} \left(\psi \frac{\partial \psi^*}{\partial r^*} \right) \left(\frac{d \ln r}{dr^*} \right) &= \\ \left(\int dr^* \operatorname{Re} \left(\psi \frac{\partial \psi^*}{\partial r^*} \right) \right) \left(\frac{d \ln r}{dr^*} \right) &= \\ - \int dr^* \left(\int dr^* \operatorname{Re} \left(\psi \frac{\partial \psi^*}{\partial r^*} \right) \right) \frac{d}{dr^*} \left(\frac{d \ln r}{dr^*} \right) & \quad (22) \end{aligned}$$

también es fácil demostrar (usando asimismo integración por partes) que

$$\int dr^* \operatorname{Re} \left(\psi \frac{\partial \psi^*}{\partial r^*} \right) = \frac{1}{2} |\psi|^2 \quad (23)$$

Introduciendo la última integral en (22) tenemos:

$$\begin{aligned} \int dr^* \operatorname{Re} \left(\psi \frac{\partial \psi^*}{\partial r^*} \right) \left(\frac{d \ln r}{dr^*} \right) &= \\ - \frac{1}{2} \int dr^* |\psi|^2 \frac{d}{dr^*} \left(\frac{d \ln r}{dr^*} \right) &= \\ + \frac{1}{2} |\psi|^2 \left(\frac{d \ln r}{dr^*} \right) & \quad (24) \end{aligned}$$

donde el segundo término del lado derecho de la integral (24) está evaluado en el borde de la región en consideración y es por lo tanto igual a cero. Por lo tanto la acción

(21) se puede escribir:

$$S = \int c dt dr^* d\theta d\varphi \left(\sin \theta \left(\frac{1}{c^2} \left| \frac{\partial \psi}{\partial t} \right|^2 - \left| \frac{\partial \psi}{\partial r^*} \right|^2 - |\psi|^2 \frac{d}{dr^*} \left(\frac{d \ln r}{dr^*} \right) - \left(\frac{d \ln r}{dr^*} \right)^2 |\psi|^2 \right) - \gamma m'^2 \sin \theta |\psi|^2 - \frac{\gamma}{r^2} \left(\sin \theta \left| \frac{\partial \psi}{\partial \theta} \right|^2 + \frac{1}{\sin \theta} \left| \frac{\partial \psi}{\partial \varphi} \right|^2 \right) \right) \quad (25)$$

Busquemos una solución en variables separables para la ecuación (25) de la forma [11, 12]

$$\psi = \sum_{l_1, m_1} R_{l_1 m_1}(t, r^*) Y_{l_1 m_1}(\theta, \varphi) \quad (26)$$

donde $R_{l_1 m_1}$ es una función que depende exclusivamente de t y r^* , $Y_{l_1 m_1}$ son los armónicos esféricos ($l_1 = 0, 1, \dots, \infty$ y $-l_1 \leq m_1 \leq l_1$). Ahora

$$\left| \frac{\partial \psi}{\partial t} \right|^2 = \left(\sum_{l_1, m_1} \frac{\partial R_{l_1 m_1}^*(t, r^*)}{\partial t} Y_{l_1 m_1}^*(\theta, \varphi) \right) \times \left(\sum_{l_2, m_2} \frac{\partial R_{l_2 m_2}(t, r^*)}{\partial t} Y_{l_2 m_2}(\theta, \varphi) \right) \quad (27)$$

Usando la propiedad de normalización de los armónicos esféricos [11, 12]:

$$\int_0^\pi \int_0^{2\pi} \sin \theta d\theta d\phi Y_{l_1 m_1}^*(\theta, \varphi) Y_{l_2 m_2}(\theta, \varphi) = \delta_{l_1 l_2} \delta_{m_1 m_2} \quad (28)$$

donde $\delta_{l_1 l_2}$ y $\delta_{m_1 m_2}$ son los delta de Kronecker, tenemos que

$$\int_0^\pi \int_0^{2\pi} \sin \theta d\theta d\phi \left| \frac{\partial \psi}{\partial t} \right|^2 = \sum_{l_1, m_1} \sum_{l_2, m_2} \frac{\partial R_{l_1 m_1}^*}{\partial t} \times \frac{\partial R_{l_2 m_2}}{\partial t} \delta_{l_1 l_2} \delta_{m_1 m_2} = \sum_{l, m} \left| \frac{\partial R_{lm}}{\partial t} \right|^2 \quad (29)$$

donde $l = l_1 = l_2$, $m = m_1 = m_2$. Similarmente,

$$\int_0^\pi \int_0^{2\pi} \sin \theta d\theta d\phi \left| \frac{\partial \psi}{\partial r^*} \right|^2 = \sum_{l, m} \left| \frac{\partial R_{lm}}{\partial r^*} \right|^2, \quad (30)$$

y,

$$\int_0^\pi \int_0^{2\pi} \sin \theta d\theta d\phi |\psi|^2 = \sum_{l, m} |R_{lm}|^2. \quad (31)$$

adicionalmente,

$$\frac{\partial \psi}{\partial \theta} = \sum_{l_1, m_1} R_{l_1 m_1}(t, r^*) \times \frac{d}{d\theta} (P_{l_1, m_1}(\cos \theta)) \frac{1}{\sqrt{2\pi}} e^{im_1 \varphi}, \quad (32)$$

$$\frac{\partial \psi}{\partial \varphi} = \sum_{l_1, m_1} R_{l_1 m_1}(t, r^*) \times (P_{l_1, m_1}(\cos \theta)) \frac{1}{\sqrt{2\pi}} im_1 e^{im_1 \varphi} \quad (33)$$

donde los $P_{l_1, m_1}(\cos \theta)$ son los polinomios asociados de Legendre normalizados. Usando

$$\int_0^{2\pi} e^{i(m_2 - m_1)\varphi} d\varphi = 2\pi \delta_{m_1 m_2} \quad (34)$$

resulta que

$$\int_0^\pi \int_0^{2\pi} \sin \theta d\theta d\phi \left| \frac{\partial \psi}{\partial \theta} \right|^2 = \sum_{l_1, l_2, m_1} R_{l_1 m_1}^*(t, r^*) R_{l_2 m_1}(t, r^*) \int_0^\pi \sin \theta \frac{d}{d\theta} (P_{l_1, m_1}(\cos \theta)) \frac{d}{d\theta} (P_{l_2, m_1}(\cos \theta)) d\theta \quad (35)$$

Utilizando la fórmula de integración por partes tenemos:

$$\int_0^\pi \sin \theta \frac{d}{d\theta} (P_{l_1, m_1}(\cos \theta)) \times \frac{d}{d\theta} (P_{l_2, m_1}(\cos \theta)) d\theta = - \int_0^\pi P_{l_1, m_1}(\cos \theta) \times \frac{d}{d\theta} \left(\sin \theta \frac{d}{d\theta} (P_{l_2, m_1}(\cos \theta)) \right) d\theta \quad (36)$$

Introduciendo la ecuación (36) en la expresión (35) y empleando la ecuación diferencial de los polinomios asociados de Legendre [11]:

$$\frac{d}{d\theta} \left(\sin \theta \frac{d}{d\theta} (P_{l, m}(\cos \theta)) \right) = \left(\frac{m^2}{\sin \theta} - l(l+1) \sin \theta \right) P_{l, m}(\cos \theta) \quad (37)$$

tenemos que:

$$\int_0^\pi \int_0^{2\pi} \sin \theta d\theta d\phi \left| \frac{\partial \psi}{\partial \theta} \right|^2 = - \sum_{l_1, l_2, m_1} R_{l_1 m_1}^*(t, r^*) R_{l_2 m_1}(t, r^*) \times \int_0^\pi d\theta P_{l_1, m_1}(\cos \theta) P_{l_2, m_1}(\cos \theta) \times \left(\frac{m_1^2}{\sin \theta} - l_2(l_2+1) \sin \theta \right) \quad (38)$$

Similarmente

$$\int_0^\pi \int_0^{2\pi} \frac{1}{\sin \theta} d\theta d\phi \left| \frac{\partial \psi}{\partial \varphi} \right|^2 = \sum_{l_1, l_2, m_1} R_{l_1 m_1}^*(t, r^*) R_{l_2 m_1}(t, r^*) \times \int_0^\pi d\theta \left(\frac{m_1^2}{\sin \theta} \right) P_{l_1, m_1}(\cos \theta) P_{l_2, m_1}(\cos \theta) \quad (39)$$

Los polinomios asociados de Legendre normalizados satisfacen la relación [11]

$$\int_0^\pi \sin \theta P_{l_1, m_1}(\cos \theta) P_{l_2, m_1}(\cos \theta) d\theta = \delta_{l_1 l_2} \quad (40)$$

de manera que si sumamos las ecuaciones (38) y (39), utilizando la expresión (40) tenemos que:

$$\int_0^\pi \int_0^{2\pi} d\theta d\phi \left(\sin \theta \left| \frac{\partial \psi}{\partial \theta} \right|^2 + \frac{1}{\sin \theta} \left| \frac{\partial \psi}{\partial \phi} \right|^2 \right) = \sum_{l, m} |R_{l, m}|^2 l(l+1), \quad (41)$$

donde $l_1 = l$ y $m_1 = m$. Introduciendo las integrales (29, 30, 31, 41) en la ecuación (25) tenemos:

$$S = \int c dt dr^* \sum_{l, m} \left(\frac{1}{c^2} \left| \frac{\partial R_{l, m}}{\partial t} \right|^2 - \left| \frac{\partial R_{l, m}}{\partial r^*} \right|^2 - |R_{l, m}|^2 \left(\frac{d}{dr^*} \left(\frac{d \ln r}{dr^*} \right) + \left(\frac{d \ln r}{dr^*} \right)^2 \right) - \gamma \left(\frac{1}{r^2} l(l+1) + m'^2 \right) |R_{l, m}|^2 \right) \quad (42)$$

Por otro lado

$$\left(\frac{d \ln r}{dr^*} \right)^2 = \frac{1}{r^2} \left(1 - \frac{2GM}{rc^2} \right)^2 \quad (43)$$

y

$$\frac{d}{dr^*} \left(\frac{d \ln r}{dr^*} \right) = \frac{1}{r^2} \times \left(\frac{4GM}{rc^2} - 1 \right) \left(1 - \frac{2GM}{rc^2} \right). \quad (44)$$

Con estas derivadas, la ecuación (42) se puede escribir:

$$S = \int c dt dr^* \sum_{l, m} \left(\frac{1}{c^2} \left| \frac{\partial R_{l, m}}{\partial t} \right|^2 - \left| \frac{\partial R_{l, m}}{\partial r^*} \right|^2 - V_{ef}^l(r^*) |R_{l, m}|^2 \right) \quad (45)$$

donde el potencial efectivo $V_{ef}^l(r^*)$ está definido por:

$$V_{ef}^l(r^*) = \left(1 - \frac{2GM}{rc^2} \right) \times \left(\frac{2GM}{r^3 c^2} + \frac{l(l+1)}{r^2} + m'^2 \right) \quad (46)$$

Fácilmente podemos ver que si $r = \frac{2GM}{c^2}$ entonces $V_{ef}^l(r^*) = 0$.

Ecuación de onda

A partir de la acción dada por la expresión (45) podemos escribir la ecuación de Euler-Lagrange [13] correspondiente a la parte radial del campo escalar complejo

masivo χ

$$\frac{\partial L}{\partial R_{l, m}^*} - \partial_\mu \left(\frac{\partial L}{\partial (\partial_\mu R_{l, m}^*)} \right) = 0 \quad (47)$$

donde L está dado por

$$L = \frac{1}{c^2} \left| \frac{\partial R_{l, m}}{\partial t} \right|^2 - \left| \frac{\partial R_{l, m}}{\partial r^*} \right|^2 - V_{ef}^l(r^*) |R_{l, m}|^2. \quad (48)$$

En forma desarrollada la ecuación (47) es:

$$\frac{\partial L}{\partial R_{l, m}^*} - \frac{1}{c} \frac{\partial}{\partial t} \left(\frac{\partial L}{\partial \left(\frac{1}{c} \frac{\partial R_{l, m}^*}{\partial t} \right)} \right) - \frac{\partial}{\partial r} \left(\frac{\partial L}{\partial \left(\frac{\partial R_{l, m}^*}{\partial r} \right)} \right) = 0 \quad (49)$$

que se reduce empleando la ecuación (14) a:

$$\frac{1}{c^2} \frac{\partial^2 R_{l, m}}{\partial t^2} = \frac{\partial^2 R_{l, m}}{\partial r^{*2}} - V_{ef}^l(r^*) R_{l, m}, \quad (50)$$

que es la ecuación de onda correspondiente a la parte radial del campo escalar complejo masivo χ .

Potencial efectivo

Para hallar los puntos críticos en el potencial efectivo tenemos que calcular la derivada de la función V_{ef}^l con respecto a r , el resultado es la ecuación de tercer grado:

$$r^3 - \frac{2b}{am'^2} r^2 + \frac{3(b-1)}{m'^2} r + \frac{4a}{m'^2} = 0 \quad (51)$$

donde $a = \frac{2GM}{c^2}$ y $b = l(l+1)$. Notemos que $a, b > 0$. Las raíces de esta ecuación son [14, 15]

$$r_1 = S + T - \frac{1}{3} a_1 \quad (52)$$

$$r_2 = -\frac{1}{2} (S + T) - \frac{1}{3} a_1 + \frac{1}{2} i\sqrt{3} (S - T) \quad (53)$$

$$r_3 = -\frac{1}{2} (S + T) - \frac{1}{3} a_1 - \frac{1}{2} i\sqrt{3} (S - T) \quad (54)$$

donde $S \equiv \left(R + D^{\frac{1}{2}} \right)^{\frac{1}{3}}$; $T \equiv \left(R - D^{\frac{1}{2}} \right)^{\frac{1}{3}}$; $D \equiv Q^3 + R^2$ y $a_1 = -\frac{2b}{am'^2}$, con

$$Q = \frac{9a^2 m'^2 (b-1) - 4b^2}{9a^2 m'^4} \quad (55)$$

y

$$R = \frac{-54b(b-1)a^2 m'^2 - 108a^4 m'^4 + 16b^3}{54a^3 m'^6}. \quad (56)$$

Introduciendo los valores de Q y R en $D \equiv Q^3 + R^2$ obtenemos:

$$D = \frac{1}{2916a^2m'^8} \left(2916a^2m'^2(b-1)(b+1)^2 - b^2(972b^2 + 1512b + 972) + 11664a^4m'^4 \right) \quad (57)$$

Dependiendo de los valores de D , las raíces de la ecuación de tercer grado (51) pueden ser reales o complejas. Así:

i) Si $D > 0$ r_1 es real y r_2, r_3 son complejas conjugadas.

ii) Si $D = 0$ r_1, r_2 y r_3 son reales y adicionalmente $r_2 = r_3$.

iii) Si $D < 0$ r_1, r_2 y r_3 son reales y distintas.

Por supuesto a nosotros solo nos interesan las raíces reales. Por cierto, en el caso $D < 0$ las raíces son:

$$r_1 = 2(-Q)^{\frac{1}{2}} \cos\left(\frac{\theta}{3}\right) - \frac{1}{3}a_1 \quad (58)$$

$$r_2 = 2(-Q)^{\frac{1}{2}} \cos\left(\frac{\theta}{3} + \frac{2\pi}{3}\right) - \frac{1}{3}a_1 \quad (59)$$

$$r_3 = 2(-Q)^{\frac{1}{2}} \cos\left(\frac{\theta}{3} + \frac{4\pi}{3}\right) - \frac{1}{3}a_1 \quad (60)$$

donde $\cos \theta = -\frac{R}{(-Q^3)^{\frac{1}{2}}}$.

Por cierto, en el caso particular en el que $l = 0$ ($b = 0$) la ecuación (57) se reduce a

$$D = \frac{1}{m'^6} (2am' - 1)(2am' + 1) \quad (61)$$

Campo escalar complejo no masivo

En el caso en el que el campo escalar complejo no tiene masa ($m' = \frac{m_0c}{\hbar} = 0$) el máximo del potencial efectivo $V_{ef}^l(r^*)$ (ver ecuación (46) ocurre para

$$r_{max} = \frac{3GM}{c^2} \left(\frac{l(l+1) - 1}{2l(l+1)} + \frac{1}{2} \left(1 + \frac{(14l^2 + 14l + 9)}{9l^2(l+1)^2} \right)^{\frac{1}{2}} \right) \quad (62)$$

que en el límite cuando $l \rightarrow \infty$ se reduce a

$$\lim_{l \rightarrow \infty} (r_{max}) = \frac{3GM}{c^2} \quad (63)$$

Para $r \gg \frac{3GM}{c^2}$ el potencial efectivo es repulsivo. Sin embargo, a medida que nos aproximamos al horizonte en $r = \frac{2GM}{c^2}$ la atracción gravitacional comienza a dominar y el potencial se vuelve atractivo empujando el paquete de ondas hacia el horizonte. En el límite cuando $l \rightarrow 0$ el máximo del potencial efectivo es

$$r_{max} = \frac{3GM}{2c^2} \left(1 + \lim_{l \rightarrow 0} \left(-\frac{1}{l(l+1)} + \left(1 + \frac{(14l^2 + 14l + 9)}{9l^2(l+1)^2} \right)^{\frac{1}{2}} \right) \right) = \frac{8GM}{3c^2} < \frac{3GM}{c^2} \quad (64)$$

El potencial efectivo correspondiente es:

$$V_{ef}^{l=0}(r_{max}) = \frac{1}{2} \left(\frac{3}{8} \right)^3 \frac{c^4}{G^2M^2} \quad (65)$$

Para valores grandes de l también podemos escribir aproximadamente

$$V_{ef}^l(r_{max}) \approx \frac{1}{27} \frac{c^4 l^2}{G^2 M^2} \quad (66)$$

A continuación escribimos los valores de r_{max} y el potencial efectivo para algunos valores de l

$$r_{max}(l=1) = \frac{3GM}{4c^2} \left(1 + \frac{1}{3}\sqrt{73} \right) < \frac{3GM}{c^2} \quad (67)$$

$$V_{ef}^{l=1}(r_{max}) = 0,09926 \frac{c^4}{G^2 M^2} \quad (68)$$

$$r_{max}(l=2) = \frac{3GM}{c^2} \left(\frac{15 + \sqrt{417}}{36} \right) < \frac{3GM}{c^2} \quad (69)$$

$$V_{ef}^{l=2}(r_{max}) = 0,24712 \frac{c^4}{G^2 M^2} \quad (70)$$

En la figura 1 representamos el potencial efectivo V_{ef}^l en términos de la distancia radial r y l para $m' = 0$.

Campo escalar complejo masivo

Las raíces de la ecuación (51) para un campo escalar complejo masivo ($m' \neq 0$) en el caso $l = 0$ ($b = 0$) son:

i) Si $D > 0$ o $m' > \frac{1}{2a} = \frac{c^2}{4GM}$ (ver ecuación (61)) la única raíz real es:

$$r_1 = \left(\frac{1}{m'^3} \left(\left(\frac{4GMm'}{c^2} \right)^2 - 1 \right)^{\frac{1}{2}} - \frac{4GM}{c^2 m'^2} \right)^{\frac{1}{3}} + \left(-\frac{1}{m'^3} \left(\left(\frac{4GMm'}{c^2} \right)^2 - 1 \right)^{\frac{1}{2}} - \frac{4GM}{c^2 m'^2} \right)^{\frac{1}{3}} \quad (71)$$

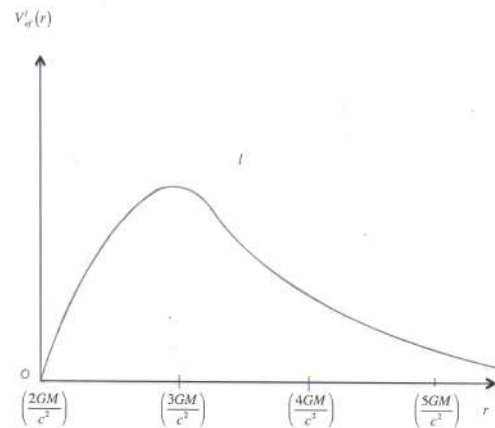


Figura 1: Gráfica del potencial efectivo V_{ef}^l en términos de la distancia radial r y l para $m' = 0$.

pero fácilmente se puede chequear que $r_1 < 0$ por lo que tenemos que desechar dicha solución (r es definido positivo).

ii) Si $D = 0$ o $m' = \frac{1}{2a} = \frac{c^2}{4GM}$ solo hay una raíz real

$$r_2 = r_3 = r' = \left(\frac{4GM}{c^2 m'^2}\right)^{\frac{1}{3}} = \frac{1}{m'} = \frac{4GM}{c^2}. \quad (72)$$

El potencial efectivo correspondiente es:

$$V_{ef}^{l=0} = \frac{3}{4}m'^2 \quad (73)$$

Sin embargo, ya que para r' se cumple que $\frac{d^2 V_{ef}^{l=0}}{dr^2} = 0$, dicha raíz es un punto de inflexión de la curva de potencial efectivo. Por otro lado, $\lim_{r \rightarrow \infty} V_{ef}^{l=0} = m'^2$ es una asíntota horizontal de la función de potencial efectivo.

En la figura 2 se representa dicho potencial efectivo en términos de la distancia radial r para $l = 0$.

iii) Si $D < 0$ o $m' < \frac{1}{2a} = \frac{c^2}{4GM}$ la raíz es

$$r = \left(\frac{2}{m'}\right) \cos\left(\frac{\theta}{3}\right) = \frac{2\hbar}{m_0 c} \cos\left(\frac{\theta}{3}\right), \quad (74)$$

donde $\cos\left(\frac{\theta}{3}\right) > \frac{GMm'}{c^2}$. El potencial efectivo es en este caso:

$$V_{ef}^{l=0} \equiv V_{ef}^* = m'^2 + \left(\frac{2Gm}{c^2}\right) \left(\frac{m'}{2 \cos\left(\frac{\theta}{3}\right)}\right) \times \left[\left(\frac{m'}{2 \cos\left(\frac{\theta}{3}\right)}\right)^2 - m'^2 - \left(\frac{2Gm}{c^2}\right) \left(\frac{m'}{2 \cos\left(\frac{\theta}{3}\right)}\right)^3\right] \quad (75)$$

donde

$$\cos(\theta) = \frac{4GMm_0}{c\hbar} \quad (76)$$

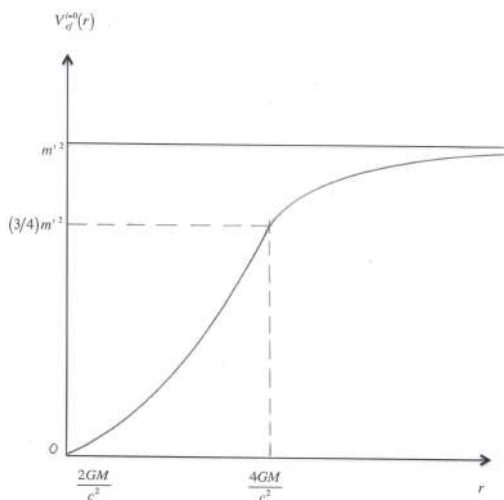


Figura 2: Gráfica del potencial efectivo $V_{ef}^{l=0}$ en términos de la distancia radial r para $m' \neq 0$, $D = 0$ y $l = 0$.

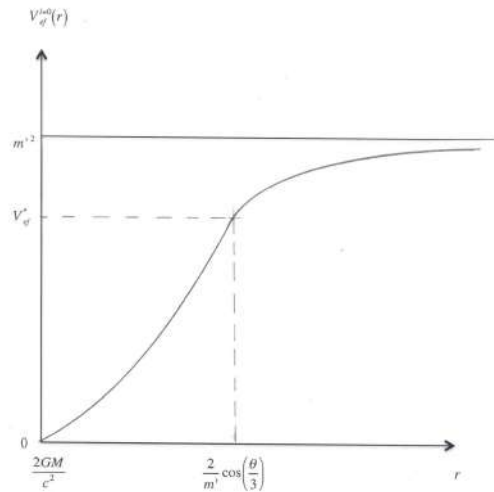


Figura 3: Gráfica del potencial efectivo $V_{ef}^{l=0}$ en términos de la distancia radial r para $m' \neq 0$, $D < 0$ y $l = 0$.

La gráfica del potencial en términos de r para $l = 0$ se representa en la figura 3

Solución de la ecuación de onda

Retornando a la ecuación de onda (50), para un modo de frecuencia ω escribiremos

$$R_{l,m}(t, r^*) = e^{-i\omega t} R_{l,m}(r^*) \quad (77)$$

que al ser introducida en la ecuación de onda mencionada se transforma en la ecuación:

$$\frac{d^2 R_{l,m}}{dr^{*2}} - V_{ef}^l(r^*) R_{l,m}(r^*) = -\frac{\omega^2}{c^2} R_{l,m}(r^*) \quad (78)$$

con $-l \leq m \leq l$; $l = 0, 1, \dots, \infty$.

Para grandes valores de r , $V_{ef}^l(r^*) = m'^2$, por lo que podemos escribir

$$\frac{d^2 R_{l,m}}{dr^{*2}} + \left(\frac{\omega^2}{c^2} - m'^2\right) R_{l,m}(r^*) = 0. \quad (79)$$

Si $\frac{\omega}{c} \geq m'$ o $E \geq m_0 c^2$ la solución de la ecuación (79) es

$$R_{l,m}(r^*) = A_{\pm} e^{\pm i \left(\frac{\omega^2}{c^2} - m'^2\right)^{\frac{1}{2}} r^*} \quad (80)$$

donde los A_{\pm} son constantes de normalización. Por lo tanto tenemos que

$$R_{l,m}(t, r^*) = A_{\pm} e^{-ikc \left(t \mp \left(1 - \frac{m'^2}{k^2}\right)^{\frac{1}{2}} \frac{r^*}{c}\right)} \quad (81)$$

donde $k = \frac{\omega}{c}$ representa la magnitud del vector de onda. Los modos de oscilación en esta región tienen la forma de ondas planas que se propagan con velocidad

$$\frac{dr^*}{dt} = c \left(1 - \frac{m'^2}{k^2}\right)^{-\frac{1}{2}} \quad (82)$$

Por otro lado, si $\frac{\omega}{c} \leq m'$ o $E < m_0c^2$ la solución de la ecuación (79) es

$$R_{l,m}(r^*) = B e^{-kr} \left(\left(\frac{m'}{k} \right)^2 - 1 \right)^{\frac{1}{2}} \quad (83)$$

donde B es una constante de normalización. Entonces

$$R_{l,m}(t, r^*) = B e^{-ikct} e^{-kr} \left(\left(\frac{m'}{k} \right)^2 - 1 \right)^{\frac{1}{2}} \quad (84)$$

A partir de las ecuaciones (81) y (84) podemos calcular la amplitud de probabilidad de que la partícula penetre la barrera de potencial.

Ahora bien, en el caso en el que $m' = 0$, y a medida que nos aproximamos al horizonte de sucesos del agujero negro ($r \rightarrow \frac{2GM}{c^2}$) la coordenada r^* se hace infinitamente grande y negativa. En este caso el potencial es despreciable ($V_{ef}^l(r^*) \rightarrow 0$), y entonces el campo se comporta como un campo libre de Klein-Gordon sin masa. Entonces la ecuación (78) se escribe:

$$\frac{d^2 R_{l,m}}{dr^{*2}} = -\frac{\omega^2 c^2}{R} R_{l,m}(r^*) \quad (85)$$

cuya solución es

$$R_{l,m}(r^*) = A_{\pm} e^{\pm ikr^*} \quad (86)$$

de manera que

$$R_{l,m}(t, r^*) = A_{\pm} e^{-ikc(t \mp \frac{r^*}{c})} \quad (87)$$

donde A_{\pm} es una constante de normalización. En esta región los modos de oscilación son ondas planas que se propagan a la velocidad de la luz:

$$\frac{dr^*}{dt} = \pm c \quad (88)$$

Escapando de la barrera de potencial

En la sección: Campo escalar complejo no masivo, calculamos la altura de la barrera de potencial para $m' = 0$. Por ejemplo para $l = 0$, dicha altura era

$$V_{ef}^{l=0}(r_{max}) = \frac{1}{2} \left(\frac{3}{8} \right)^3 \frac{c^4}{G^2 M^2}$$

Entonces, una onda del tipo s (s -wave quantum) escapará de la mencionada barrera si

$$\frac{\omega}{c} > \left(\frac{1}{2} \left(\frac{3}{8} \right)^3 \right)^{\frac{1}{2}} \frac{c^2}{GM} = 0,1623 \frac{c^2}{GM} \quad (89)$$

o si la energía E satisface:

$$E = \omega \hbar > 0,1623 \frac{c^3 \hbar}{GM} \quad (90)$$

Similarmente para $l = 1$ (una onda del tipo p) la condición para atravesar la barrera es:

$$E = \omega \hbar > 0,315 \frac{c^3 \hbar}{GM} \quad (91)$$

Para $l = 2$ la condición es

$$E = \omega \hbar > 0,4971 \frac{c^3 \hbar}{GM} \quad (92)$$

Vemos entonces que a medida que el valor de l se incrementa, la energía que se necesita para atravesar la barrera de potencial aumenta. Por cierto, una onda será capaz de penetrar la barrera desde el exterior y caer en el horizonte de sucesos (para $l = 0, 1$ y 2 , respectivamente) si se cumplen las mismas condiciones dadas en las ecuaciones (90), (91) y (92).

Para grandes valores de l , el umbral de energía para pasar sobre la barrera de potencial es (ver ecuación (66)) $E \geq \frac{c^3 \hbar}{\sqrt{27} GM}$.

Para $m' \neq 0$ en el caso $D = 0, l = 0$ teníamos que

$$m' = \frac{c^2}{4GM} = \frac{m_0 c}{\hbar}$$

de manera que

$$m_0 = \frac{\hbar c}{4GM} \quad (93)$$

La altura de la barrera era $V_{ef}^{l=0}(max) = m'^2$, de manera que una onda del tipo s escapará del horizonte de eventos si $\frac{\omega}{c} > m'$ o equivalentemente si

$$E > m_0 c^2 = \frac{\hbar c^3}{4GM} \quad (94)$$

Adicionalmente, una onda de dicho tipo que satisfaga la condición dada por la ecuación (94) podrá penetrar la barrera desde el exterior y caer en el horizonte de eventos

Conclusiones

En este artículo hemos analizado el comportamiento de un campo escalar complejo masivo de Klein-Gordon inmerso en una background de Schwarzschild usando coordenadas de tortuga (Tortoise coordinates). Con la introducción de dichas coordenadas podemos cubrir la región $r > \frac{2GM}{c^2}$ sin preocuparnos de lo que suceda en la región por debajo del radio de Schwarzschild. Usando dichas coordenadas obtuvimos una expresión para la acción en términos de un potencial efectivo $V_{ef}^l(r^*)$ y una función de onda radial $R_{l,m}(t, r^*)$. A partir de las ecuaciones de Euler Lagrange dedujimos la ecuación de onda para $R_{l,m}(t, r^*)$ y el potencial efectivo. Posteriormente estudiamos el comportamiento del potencial en función de la distancia radial r tanto para $m' = 0$ (campo escalar complejo sin masa) como para $m' \neq 0$ (campo escalar complejo masivo) y diferentes valores del número cuántico l . En las figuras 1, 2 y 3 se representa el

potencial efectivo para $m' = 0$ para un valor de l cualquiera y para $m' \neq 0$ en los casos $D = 0, l = 0$ (ver ecuación 57 para la definición de D) y $D < 0, l = 0$, respectivamente.

Para un modo de frecuencia ω escribimos la ecuación de onda correspondiente y calculamos algunas soluciones de dicha ecuación para $\frac{\omega}{c} \geq m'$ y $\frac{\omega}{c} < m'$. También escribimos la solución correspondiente a $m' = 0$. Finalmente, evaluamos la energía necesaria para atravesar la barrera de potencial para algunos valores del número cuántico l .

Para $m' = 0$, por ejemplo, la energía que se necesita para atravesar la barrera de potencial aumenta a medida que el valor de l crece. Para $r \gg \frac{3GM}{c^2}$ el potencial efectivo es repulsivo. Sin embargo, a medida que nos aproximamos al horizonte en $r = \frac{2GM}{c^2}$ la atracción gravitacional comienza a dominar y el potencial se vuelve atractivo empujando el paquete de ondas hacia el horizonte.

Para $m' \neq 0$ en el caso $D = 0, l = 0$ el potencial efectivo tiene una asíntota horizontal $V_{ef}^{l=0}(max) = m'^2$ de manera que una onda del tipo s escapará del horizonte de eventos si $E > \frac{\hbar c^3}{4GM}$. A su vez, una onda será capaz de penetrar la barrera de potencial desde el exterior y caer en el horizonte de eventos si se cumplen las mismas condiciones de energía que se necesitan para escapar del mencionado horizonte.

Referencias bibliográficas

- [1] Ludvigsen, M. 1999. "General Relativity A Geometric Approach", *Cambridge University Press, Cambridge, UK*.
- [2] Kenyon, I. 1996. "General Relativity", *Oxford University Press, Oxford, UK*.
- [3] Marín, C. 2007. "La Expansión del Universo", *Una Introducción a Cosmología, Relatividad General y Física de Partículas, USFQ, Quito-Ecuador*.
- [4] Ohanian, H. 1976. "Gravitation and Spacetime", *W.W. Norton & Company, Inc.*
- [5] Misner, C.; Thorne, K.; Wheeler, J. 1973. "Gravitation", *W. H. Freeman & Company, NY*.
- [6] Cheng, T. 2005. "Relativity, Gravitation and Cosmology, A Basic Introduction", *Oxford University Press, Oxford, UK*.
- [7] Ryder, L. 1991. "Quantum Field Theory", *Cambridge University Press, Cambridge, UK*.
- [8] Kaku, M. 1993. "Quantum Field Theory, A Modern Introduction", *Oxford University Press, Oxford, UK*.
- [9] Halzen, F.; Martin, A. 1984. "Quarks and Leptons", *John Wiley & Sons*.
- [10] Susskind, L.; Lindesay, J. 2005. "An Introduction to Black Holes, Information and the String Theory Revolution, The Holographic Universe", *World Scientific Publishing*.
- [11] Arfken, G.; Weber, H. 2005. "Mathematical Methods for Physicists", *Sixth Edition, Academic Press*.
- [12] Riley, K.; Hobson, M.; Bence, S. 2006. "Mathematical Methods for Physics and Engineering", *Third Edition, Cambridge University Press, Cambridge, UK*.
- [13] Hobson, M.; Efstathiou, G.; Lasenby, A. 2006. "General Relativity, An Introduction for Physicists", *Cambridge University Press, Cambridge, UK*.
- [14] Spiegel, M.; Rapun, L. 1988. "Fórmulas y Tablas de Matemática Aplicada", *Mc Graw Hill*.
- [15] Beyer, W. 1991. "Standard Mathematical Tables and Formulae", *29th Edition, CRC Press*.

The Graviton-Electron Vertex and The f^0 Meson Decay Width

Carlos M. Montufar^{1*}

¹Universidad San Francisco de Quito - Vía Interoceánica S/N y Diego de Robles. Cumbayá - Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: cmontufar@usfq.edu.ec

Editado por/Edited by: Cesar Zambrano, Ph.D.

Recibido/Received: 2015/04/10. Aceptado/Accepted: 2015/05/04.

Publicado en línea/Published online: 2015/05/22. Impreso/Printed: 2015/06/01.

Abstract

It takes three form factors to describe the graviton-electron interaction. In the limit of zero momentum transfer these form factors essentially reduce to the mass of the electron. In this article we show that under certain conditions the form factors of the graviton-electron vertex function vanish at high energies. We first develop the exact massless spin-2⁺ propagators in terms of two spectral functions. Working in a covariant gauge, which requires the use of an indefinite metric, we show that the spectral functions are positive definite. We then extend a theorem of Lehmann, Symansik, and Zimmermann, namely the vanishing of the π -N vertex function at high energies, to the graviton-electron interaction.

Keywords. graviton-electron interaction, quantum electrodynamics, Lehmann, Symansik, Zimmermann.

Vértice Gravitón-Electrón y Decaimiento del Mesón f^0

Resumen

Se necesitan tres factores de forma para describir la interacción gravitón-electrón. En el límite de transferencia de momento cero, estos factores de forma reducen esencialmente a la masa del electrón. En este artículo se muestra que bajo ciertas condiciones, los factores de forma de la función vértice gravitón-electrón se desvanecen a altas energías. Primero desarrollamos los propagadores spin-2⁺ sin masa exacta en términos de dos funciones espectrales. Trabajando en un medidor de covariante, que requiere el uso de una métrica indefinida, se muestra que las funciones espectrales son definidas positivas. A continuación, extendemos un teorema de Lehmann, Symansik y Zimmermann, para conocer la desaparición de la función vértice π -N a altas energías a la interacción gravitón-electrón.

Palabras Clave. interacción gravitón-electrón, electrodinámica cuántica, Lehmann, Symansik, Zimmermann.

Introduction

The success of Quantum Electrodynamics (QED) as a massless spin-1 field theory has provided a framework for studying theories of other spins. Recently, there has been considerable interest in investigating a massless spin-2⁺ theory, particularly because of its connection with Einstein's gravitation theory. If such a theory is to describe gravitation it must predict a force that is long range, obeys the inverse square law, is attractive, and couples with all matter with equal strength.

R. P. Feynman [1] has shown that an interaction described by an exchange of massless spin-2⁺ meson (graviton) yields a force in agreement with the above requirements. The theory, however, is considerable more complicated than QED because of the universality of the gravitational coupling. Stated differently, this says that whereas the photon is electromagnetically neutral, the graviton is not gravitationally neutral. The field equations describing gravity become highly non-linear having as a source the conserved energy-momentum tensor

of matter and gravitation. B. Holstein has further studied the interaction of gravitons with matter [2] as well as G. Degross, et.al on fermion-graviton vertices [3].

In this study we study the interaction between gravitons and electrons, in particular, the asymptotic behavior of the form-factors describing the interaction. This interaction can be studied by looking at the matrix element $\langle p' | \theta_{\mu\nu} | p \rangle$ where p' and p are momenta of the incoming and outgoing electron respectively and $\theta_{\mu\nu}$ is the conserved energy momentum tensor. This is as in Quantum Electrodynamics where the matrix element of interest is $\langle p' | j_{\mu} | p \rangle$ and j_{μ} is a conserved current. The matrix element $\langle p' | \theta_{\mu\nu} | p \rangle$ can be written as

$$\langle p' | \theta_{\mu\nu} | p \rangle = \bar{u}(p') \left[A_1(q^2) \delta_{\mu\nu} + A_2(q^2) p_{\mu} p_{\nu} + A_3(q^2) p_{\mu} p'_{\nu} + A_4(q^2) p_{(\mu} p'_{\nu)} + A_5(q^2) p_{(\mu} \gamma_{\nu)} + A_6(q^2) p'_{(\mu} \gamma_{\nu)} + A_7(q^2) (\gamma_{\mu} \gamma_{\nu} + \gamma_{\nu} \gamma_{\mu}) \right] u(p),$$

the $A_i(q^2)$ are invariant form factors and $q = p' - p$. We

may drop the last term because of the anticommuting property of the γ matrices, i.e. $\{\gamma_\mu, \gamma_\nu\} = 2\delta_{\mu\nu}$. Hence this term is of the same type as the $A_1(q^2)$ term. Now we impose the conservation condition $\partial_\mu \theta_{\mu\nu}(x) = 0$, this gives

$$(p' - p)_\mu \langle p' | \theta_{\mu\nu} | p \rangle = 0,$$

Using the Dirac equation we arrive at the following condition

$$A_2(q^2) = A_3(q^2)$$

$$A_5(q^2) = A_6(q^2)$$

$$A_1(q^2) = (A_3(q^2) - A_4(q^2))(p' \cdot p + m^2)$$

Substituting this in the first equation and redefining the form factors as follows

$$\begin{aligned} \frac{A_4(q^2)A_3(q^2)}{A_4(q^2)^2 A_3(q^2)} &= \frac{G_3(q^2)}{G_2(q^2)} \\ \frac{A_4(q^2)A_3(q^2)}{A_5(q^2)^2} &= \frac{G_2(q^2)}{G_1(q^2)} \end{aligned}$$

we obtain for the first equation

$$\begin{aligned} \langle p' | \theta_{\mu\nu} | p \rangle &= \bar{u}(p') \left[G_1(q^2) (\ell_\mu \gamma_\nu + \ell_\nu \gamma_\mu) \right. \\ &\left. + \frac{G_2(q^2)}{m} \ell_\mu \ell_\nu + \frac{G_3(q^2)}{m} (q^2 \delta_{\mu\nu} - q_\mu q_\nu) \right] u(p), \end{aligned} \quad (1)$$

where the $G_i(q^2)$ area scalar form factors, m is the electron mass, $q = p' - p$ and $l = p' + p$. If we consider only the trace $\theta_{\mu\mu}$ we have

$$\langle p' | \theta_{\mu\mu} | p \rangle = \bar{u}(p') G(q^2) u(p), \quad (2)$$

where the $G(q^2)$ is a linear combination of the $G_i(q^2)$.

In the rest frame of the system and at $q^2 = 0$ the only surviving term in $\theta_{\alpha\alpha}$ is θ_{00} which is just the mass density of the electron. So we have

$$m = G(0), \quad (3)$$

where we have used the normalization condition given by $\frac{E}{m} \bar{u}(p) u(p') = \delta_{pp'}$. Thus, if it is possible to calculate $G(q^2)$ then one can calculate the mass of the electron. Admittedly this is quite an ambitious task and in no way is it the aim of this thesis. However, the possibility of such a calculation with the use of unsubtracted

dispersion relations certainly justifies the studying of the analytic properties of these form factors and in particular their asymptotic behavior.

H. Pagels [4] investigated the problem using the perturbation theory results for the asymptotic behavior of the vertex function, which showed a number of limitations [5]. It is, therefore, of interest to study the asymptotic behavior of these using only exact methods.

We shall approach the problem by extending a theorem of Lehmann, Symanzik, and Zimmerman [6] (LSZ) namely the vanishing of the π -nucleon vertex function at high energies, to the graviton-electron interaction. The case of the vertex function in Quantum Electrodynamics has been investigated by Evans [7].

It is necessary for the development of such theorem to have available the Lehmann-Källén [8] spectral representation of the propagators. These are well known in both spin-1 and in spin-0 theories. For this purpose we present a general formulation of a massless spin-2⁺ theory in a covariant gauge and develop the exact propagators in terms of spectral functions. We work in a covariant gauge and an indefinite metric is necessary in order to insure that quantities such as the energy depend only on the two physically admissible graviton states. Quantizing [9] we are then able to prove that the spectral functions are positive definite. In order to avoid mathematical inconsistencies which appear from the start, we regularize using the method of regularization of Pauli and Villars [10]. With these preliminaries we prove that the graviton-electron vertex vanishes in the high energy limit.

In particular we consider the f^0 meson and calculate both the width of the f^0 decaying into two photons $\Gamma(f \rightarrow \gamma\gamma)$ as well as the photoproduction cross section for the f^0 meson. This is done by considering the process $N + \gamma \rightarrow f + N$ which consists of four types of interactions (Figure 1). By looking in certain kinematical regions and at small momentum transfers [11], we may neglect all but Figure 1c. Provided that the coupling constant remains approximately the same when the photon exchanged is on the mass shell, we can express the photoproduction cross section in terms of the width $\Gamma(f \rightarrow \gamma\gamma)$.

The spin-2⁺ field

Field Equations

The Lagrangian for a free massless spin-2⁺ field is

$$L = -\frac{1}{2} \frac{\partial g_{\mu\nu}(x)}{\partial x_\alpha} \frac{\partial g_{\mu\nu}(x)}{\partial x_\alpha}, \quad (4)$$

where $g_{\mu\nu}(x)$ is a symmetric field variable. By varying the above Lagrangian we obtain for the free field equation

$$\square^2 g_{\mu\nu}(x) = 0 \quad (5)$$

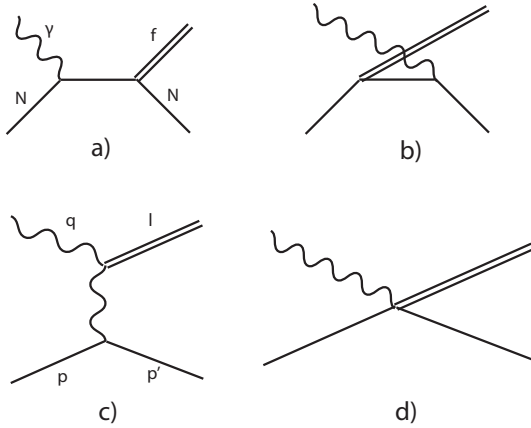


Figure 1: Diagrams for the process $\gamma + N \rightarrow f + N$.

We require that the field equations (5) be invariant under a gauge transformation of the type

$$g_{\mu\nu}(x) \rightarrow g'_{\mu\nu}(x) = g_{\mu\nu}(x) + \partial_\mu \Lambda_\nu + \partial_\nu \Lambda_\mu \quad (6)$$

where Λ_μ is an arbitrary vector. Since the fields $g_{\mu\nu}(x)$ are not uniquely determined we may impose a subsidiary condition equivalent to the Lorentz gauge in Electrodynamics, namely

$$\frac{\partial}{\partial x_\mu} g_{\mu\nu}(x) = 0 \quad (7)$$

This restricts the gauge functions to those that satisfy,

$$\square^2 \Lambda_\nu(x) = 0, \quad (8)$$

$$\frac{\partial}{\partial x_\mu} \Lambda_\mu = 0 \quad (9)$$

Indeed, with these conditions the field equations (5) are invariant under the gauge transformations in equation (6).

The tensor $g_{\mu\nu}(x)$ has sixteen independent components. By requiring that it can be symmetric we reduce the number of independent components to ten. The subsidiary condition (7) further reduces $g_{\mu\nu}(x)$ to six independent components. Finally, the gauge transformation (6) allows us only two independent degrees of freedom due to the four components of the arbitrary gauge function Λ_μ .

Quantization Rules

The Fourier decomposition of the field $g_{\mu\nu}(x)$ is given by

$$g_{\mu\nu}(x) = \frac{1}{\sqrt{2\omega V}} \sum_{\vec{k}} \left[a_{\mu\nu}(\vec{k}) e^{ikx} + a_{\mu\nu}^\dagger(\vec{k}) e^{-ikx} \right] \quad (10)$$

where a^+ and a are creation and destruction operations respectively, ω is the energy, and V is the volume of periodicity. Following Gupta [9] we have for the quantization condition at arbitrary times,

$$[g_{\mu\nu}(x), g_{\alpha\beta}(y)] = -i (\delta_{\mu\alpha} \delta_{\nu\beta} + \delta_{\mu\beta} \delta_{\nu\alpha} - \delta_{\mu\nu} \delta_{\alpha\beta}) D(x-y) \quad (11)$$

where

$$D(x-y) = \frac{-i}{(2\pi)^3} \int dp e^{ip(x-y)} \epsilon(p) \delta(p^2)$$

and

$$\epsilon(p) = \frac{|p_0|}{p_0}, \quad dp = dp_1 dp_2 dp_3 dp_0$$

Furthermore, at equal times we have

$$[g_{\mu\nu}(x), g_{\alpha\beta}(y)]_{x_0=y_0} = 0 \quad (12)$$

and

$$[g_{\mu\nu}(x), \dot{g}_{\alpha\beta}(y)]_{x_0=y_0} = -i (\delta_{\mu\alpha} \delta_{\beta\nu} + \delta_{\mu\beta} \delta_{\alpha\nu} - \delta_{\mu\nu} \delta_{\alpha\beta}) \delta(\vec{x} - \vec{y}) \quad (13)$$

In this covariant quantization we have included ten spin-2⁺ states; however, there are only two physically meaningful states. We circumvent this difficulty by introducing an indefinite metric as in Quantum Electrodynamics in the Gupta-Bleuler gauge [12]. To this end the ten independent states are:

$$\begin{aligned} a_\pm(\vec{k}) &= \frac{1}{\sqrt{8}} \left[a_{11}(\vec{k}) - a_{22}(\vec{k}) \mp \frac{i}{\sqrt{2}} a_{12}(\vec{k}) \right] \\ a'_{30}(\vec{k}) &= \frac{1}{2} \left[a_{33}(\vec{k}) + a_{00}(\vec{k}) \right] \\ a(\vec{k}) &= \frac{1}{\sqrt{8}} \left[a_{11}(\vec{k}) + a_{22}(\vec{k}) + a_{33}(\vec{k}) - a_{00}(\vec{k}) \right] \\ a'(\vec{k}) &= \frac{1}{\sqrt{8}} \left[a_{11}(\vec{k}) + a_{22}(\vec{k}) + a_{33}(\vec{k}) + a_{00}(\vec{k}) \right] \\ & a_{31}(\vec{k}), a_{32}(\vec{k}), a_{02}(\vec{k}) \text{ and } a_{10}(\vec{k}) \end{aligned} \quad (14)$$

The indefinite metric operator is such that

$$\begin{aligned} [\eta, a_{ij}] &= [\eta, a'] = [\eta, a_\pm] = 0 \\ \{\eta, a_{i0}\} &= \{\eta, a\} = 0 \end{aligned} \quad (15)$$

with i, j running from one to three. With this we have

$$\begin{aligned} \left[a_+ \left(\vec{k} \right), a_+^\dagger \left(\vec{k} \right) \right] &= 1 & \left[a_- \left(\vec{k} \right), a_-^\dagger \left(\vec{k} \right) \right] &= 1 \\ \left[a_{13} \left(\vec{k} \right), a_{13}^\dagger \left(\vec{k} \right) \right] &= 1 & \left[a_{10} \left(\vec{k} \right), a_{10}^\dagger \left(\vec{k} \right) \right] &= -1 \\ \left[a_{32} \left(\vec{k} \right), a_{32}^\dagger \left(\vec{k} \right) \right] &= 1 & \left[a_{20} \left(\vec{k} \right), a_{20}^\dagger \left(\vec{k} \right) \right] &= -1 \\ \left[a_{30} \left(\vec{k} \right), a_{30}^\dagger \left(\vec{k} \right) \right] &= 1 & \left[a_{30} \left(\vec{k} \right), a_{30}^\dagger \left(\vec{k} \right) \right] &= -1 \\ \left[a' \left(\vec{k} \right), a'^\dagger \left(\vec{k} \right) \right] &= 1 & \left[a \left(\vec{k} \right), a^\dagger \left(\vec{k} \right) \right] &= -1 \end{aligned} \tag{16}$$

The states of negative norm in this formalism can now be eliminated by choosing the subsidiary conditions

$$\frac{\partial}{\partial x_\mu} g_{\mu\nu}^+(x) |\psi\rangle = 0 \tag{17}$$

where the $+$ denotes positive frequency part and $|\psi\rangle$ is any state vector. By substituting equation (10) into equation (17) we have

$$\begin{aligned} \left[a_{13} \left(\vec{k} \right) - a_{10} \left(\vec{k} \right) \right] |\psi\rangle &= \left[a_{23} \left(\vec{k} \right) - a_{20} \left(\vec{k} \right) \right] |\psi\rangle = 0 \\ \left[a_{30} \left(\vec{k} \right) - a_{30} \left(\vec{k} \right) \right] |\psi\rangle &= \left[a' \left(\vec{k} \right) - a \left(\vec{k} \right) \right] |\psi\rangle = 0 \end{aligned} \tag{18}$$

Consider for example the Hamiltonian, given by

$$H = \sum_{\vec{k}} \omega \cdot \sum_{\lambda=1}^{10} N^{(\lambda)}(k) \tag{19}$$

where N is the number operator $N = a^+ a$ and λ specifies the polarization state, this yields

$$\begin{aligned} H = \sum_{\vec{k}} \omega & \left[a_+^\dagger \left(\vec{k} \right) a_+ \left(\vec{k} \right) + a_-^\dagger \left(\vec{k} \right) a_- \left(\vec{k} \right) \right. \\ & + a_{13}^\dagger \left(\vec{k} \right) a_{13} \left(\vec{k} \right) - a_{10}^\dagger \left(\vec{k} \right) a_{10} \left(\vec{k} \right) \\ & + a_{23}^\dagger \left(\vec{k} \right) a_{23} \left(\vec{k} \right) - a_{20}^\dagger \left(\vec{k} \right) a_{20} \left(\vec{k} \right) \\ & + a_{30}^\dagger \left(\vec{k} \right) a_{30} \left(\vec{k} \right) - a_{30}^\dagger \left(\vec{k} \right) a_{30} \left(\vec{k} \right) \\ & \left. + a'^\dagger \left(\vec{k} \right) a' \left(\vec{k} \right) - a^\dagger \left(\vec{k} \right) a \left(\vec{k} \right) \right] \end{aligned} \tag{20}$$

When applied to a state vector, by virtue of equation (18) we see that only the $a_{/pm} \left(\vec{k} \right)$ states contribute to the energy. Similarly, it can be shown that other observable quantities depend on only the physical gravitons. However, it must be noted, that when summing over intermediate states one must include all ten gravitons.

We introduce the interaction in the field equations through a conserved source $\theta_{\mu\nu}$ satisfying $\partial_\mu \theta_{\mu\nu} = 0$. This tensor shall later be interpreted as the complete energy

momentum tensor of matter and gravitation. The field equations for the interacting fields are then [13]

$$\square^2 g_{\mu\nu} = -\theta_{\mu\nu}(x) \tag{21}$$

In what follows we shall refer to the free fields by a superscript (0) i.e. $\square^2 g_{\mu\nu}^{(0)}(x) = 0$ so as to distinguish them from the interacting fields introduced above. We have only specified that the tensor $\theta_{\mu\nu}$ be symmetric and conserved. Equation (21), however, may be non linear and $\theta_{\mu\nu}$ may depend on $g_{\mu\nu}$ itself.

Before proceeding we present a non-rigorous connection with general relativity.

Connection with Gravitation Theory

Until now we have only presented a mathematical framework for a spin-2⁺ theory. We shall now attempt to establish a connection, in the classical limit, with Einstein's gravitation theory. For the purpose of this section only, we shall use the notation of Weinberg [12]. Einstein's equations are given by

$$R_{\mu\nu} - \frac{1}{2} g_{\mu\nu} R^\lambda{}_\lambda = -8\pi G T_{\mu\nu} \tag{22}$$

where $R_{\mu\nu}$ is the Ricci tensor, $g_{\mu\nu}$ is the metric tensor and $T_{\mu\nu}$ is the stress tensor of matter without gravitation. G is the gravitational constant. In order to write these equations in flat space it is convenient to choose a coordinate system as Weinberg [14] such that the metric $g_{\mu\nu}$ approaches $\eta_{\mu\nu}(-1, 1, 1, 1)$ the Minkowsky metric at large distances, that is

$$g_{\mu\nu} = \eta_{\mu\nu} + h_{\mu\nu} \tag{23}$$

where $h_{\mu\nu}$ vanishes at infinity. However, $h_{\mu\nu}$ is not assumed to be small. Einstein's equations may now be written as

$$R_{\mu\nu}^{(1)} - \frac{1}{2} g_{\mu\nu} R_\lambda^{(1)\lambda} = -8\pi G [T_{\mu\nu} + t_{\mu\nu}] \tag{24}$$

where

$$R_{\mu\nu}^{(1)} = \frac{1}{2} \left(\square^2 h_{\mu\nu} - \frac{\partial^2}{\partial x^\lambda \partial x^\mu} h_\nu^\lambda - \frac{\partial^2}{\partial x^\lambda \partial x^\nu} h_\mu^\lambda + \frac{\partial^2}{\partial x^\mu \partial x^\nu} h_\lambda^\lambda \right) \tag{25}$$

and

$$t_{\mu\nu} = \frac{1}{8\pi G} \left[R_{\mu\nu} - \frac{1}{2} g_{\mu\nu} R^\lambda{}_\lambda - \left(R_{\mu\nu}^{(1)} - \frac{1}{2} \eta_{\mu\nu} R_\lambda^{(1)\lambda} \right) \right] \tag{26}$$

It should be emphasized that these are Einstein's equations and no approximations have been made.

We now may interpret $T_{\mu\nu} + t_{\mu\nu}$ as the total energy momentum tensor of matter and gravitation. Indeed, by virtue of the Bianchi identities

$$\frac{\partial}{\partial x^\nu} \left[R^{(1)\mu\nu} - \frac{1}{2} \eta^{\mu\nu} R_\lambda^{(1)\lambda} \right] = 0, \quad (27)$$

therefore,

$$\frac{\partial}{\partial x^\nu} (T^{\mu\nu} + t^{\mu\nu}) = 0 \quad (28)$$

If we define $\theta^{\mu\nu} = 8\pi G (T^{\mu\nu} + t^{\mu\nu})$ we have

$$\partial_\mu \theta^{\mu\nu} = 0 \quad (29)$$

Furthermore, by defining

$$g_{\mu\nu} = h_{\mu\nu} - \frac{1}{2} \eta_{\mu\nu} h_\lambda^\lambda, \quad (30)$$

and choosing the harmonic coordinate system

$$\frac{\partial}{\partial x^\mu} g_\nu^\mu = 0, \quad (31)$$

we have

$$\square^2 g_{\mu\nu} = -\theta_{\mu\nu} \quad (32)$$

This is the same as equation (21). It should be noted, that in view of this interpretation, $\theta_{\mu\nu}$ is highly non linear. We thus identify the above $\theta_{\mu\nu}$ with the one in equation (21) and interpret it as the energy momentum tensor of matter and gravitation. In the above we have only established a point of contact between the two theories. Feynman [11], however, has shown that by starting with a spin-2⁺ theory and invoking gauge invariance as well as energy momentum conservation, one arrives at Einstein's equations. Consider equation (32) with $T_{\mu\nu}$, the energy momentum tensor of matter only, as the source. The interaction between two matter fields with stress tensors $T_{\mu\nu}$ and $T'_{\alpha\beta}$ is given by

$$T_{\mu\nu} \frac{P_{\mu\nu\alpha\beta}}{k^2} T'_{\alpha\beta}, \quad (33)$$

where

$$P_{\mu\nu\alpha\beta} = \delta_{\mu\alpha} \delta_{\nu\beta} + \delta_{\mu\beta} \delta_{\nu\alpha} - \delta_{\mu\nu} \delta_{\alpha\beta}$$

This alone is sufficient to predict all the Newtonian effects of gravity in the non-relativistic limit. In addition it predicts a bending of light by the sun which is twice

the Newtonian prediction and in agreement with Einstein. If one calculates, for example, the amplitude for Compton scattering of a graviton from a spinless particle, one finds by direct substitution of the gauge transformation given in equation (6) that the amplitude is not gauge invariant. The difficulty arises because the stress tensor $T_{\mu\nu}$ does not include the energy of the gravitational field, thus one has to add non-linear corrections to make the amplitude gauge invariant. At this point, however, $T_{\mu\nu}$ alone is no longer conserved. To correct this, one might define another tensor $T_{\mu\nu}^{(1)} = T_{\mu\nu} + \phi_{\mu\nu}^{(0)}$ so that $\partial_\mu T_{\mu\nu}^{(1)} = 0$. Repeating the process n times, each time invoking gauge invariance, one obtains $T_{\mu\nu}^{(n)} = T_{\mu\nu} + \phi_{\mu\nu}^{n-1}$ where $\partial_\mu T_{\mu\nu}^{(n)} = 0$. One would expect to arrive at the correct theory when n approaches infinity. From the Lagrangian point of view, this would imply an infinite number of terms. In fact, Feynman [1] shows that this series can be summed, when written in the mathematical language of general relativity, to yield Einstein's theory. Gauge invariance then becomes an invariance under general coordinate transformations.

Furthermore, we may interpret the tensor $\theta_{\mu\nu}$ in equation (32) as $T_{\mu\nu}^{(\infty)}$. With the above discussion in mind we base the rest of this work on the field equation (32). These equations are then highly non-linear, are gauge invariant and the source is conserved. We shall now call a massless spin-2⁺ particle a graviton.

The matrix elements of $\theta_{\mu\nu}$ are not gauge invariant unless $\theta_{\mu\nu}$ depends on $g_{\alpha\beta}$ and $\dot{g}_{\alpha\beta}$ i.e., the theory must be non-linear. If, $\theta_{\mu\nu}$ is independent of $g_{\alpha\beta}$ and $\dot{g}_{\alpha\beta}$, as in the weak field approximation, we must then conclude, as is known, that the theory is not gauge invariant in this case [1].

The Massive Spin-2⁺ Field

We conclude this study by presenting a brief formulation of massive spin-2⁺ fields [15, 16]. The free Lagrangian density is given by

$$L = -\frac{1}{2} \frac{\partial f_{\mu\nu}(x)}{\partial x_\alpha} \frac{\partial f_{\mu\nu}(x)}{\partial x_\alpha} + \frac{1}{2} M^2 f_{\mu\nu}(x) f_{\mu\nu}(x), \quad (34)$$

where $f_{\mu\nu}(x)$ is the field variable and M is the mass of this field. The field equations are then

$$(\square^2 - M^2) f_{\mu\nu}(x) = 0 \quad (35)$$

Because there are five degrees of freedom we also have

$$f_{\mu\nu}(x) - f_{\nu\mu}(x), \quad (36)$$

$$f_{\nu\nu}(x) = 0, \quad (37)$$

$$\partial_\mu f_{\mu\nu}(x) = 0 \tag{38}$$

The commutation relations are

$$[f_{\mu\nu}(x), f_{\alpha\beta}(y)] = (\xi_{\mu\alpha}\xi_{\nu\beta} + \xi_{\mu\beta}\xi_{\nu\alpha} - \frac{2}{3}\xi_{\mu\nu}\xi_{\alpha\beta}) \Delta(x-y), \tag{39}$$

where

$$\xi_{\mu\nu} = \delta_{\mu\nu} - \frac{k_\mu k_\nu}{k^2} \tag{40}$$

and

$$\Delta(x) = -\frac{i}{(2\pi)^3} \int e^{ikx} \epsilon(k) \delta(k^2 + M^2) dk$$

It should be noted that the term that multiplies $\Delta(x-y)$ in equation (39), which is essentially the sum over the polarizations, does not go over to the one appearing in equation (11) for the massless case as $M \rightarrow 0$. The fact that the massive spin-2⁺ theory does not go over into a massless theory has been subject to considerable investigation [17-19]. We only note this difference and shall not consider the point further.

Finally, we introduce the interaction by a direct coupling of the field variable $f_{\mu\nu}(x)$ with the energy momentum tensor of the field in question $T_{\mu\nu}$ [20].

$$L_{\text{int}} = \frac{g}{M} T_{\mu\nu} f_{\mu\nu} \tag{41}$$

where g is a dimensionless coupling constant and M is the mass of the spin-2⁺ field. The constant M has been introduced above only for dimensional reasons.

The resulting equation represents an adequate mathematical description of the graviton-electron interaction, which is requirement for the calculation of some processes involving spin-2⁺ particles. In particular, the result shown in equation (41) has been employed in the very exact description of the the differential and total cross sections for the photoproduction of the f_0 meson in terms of the width of the f_0 decaying into two photons [21].

Conclusions

In the present article, a mathematical formulation for describing the graviton-electron interaction without recurring to significant mathematical approximations is presented. In particular, we first develop the exact massless spin-2⁺ propagators in terms of two spectral functions. Then, working in a covariant gauge which requires the use of an indefinite metric, we show that the

spectral functions are positive definite. Finally, we extend a theorem of Lehmann, Symansik, and Zimmermann, namely the vanishing of the π -N vertex function at high energies, to the graviton-electron interaction. The theoretical development introduced here is proposed as a general approach for describing processes involving spin-2⁺ particles.

Acknowledgements

I would like to express my thanks and appreciation to Professor Paul C. DeCelles, Professor Walter R. Johnson, Professor William D. McGlenn, Professor Walter C. Miller for their enlightening discussions and valuable comments and observations.

References

- [1] Feynman, R. 1963. "Lectures on Gravitation". *Acta Phys. Polon. (Caltech Bookstore, unpublished)*, 24(697).
- [2] Holstein, B. 2006. *Am. J. Phys arXiv: gr-qc/0607045*, 74:1002-1011.
- [3] Degrassi, G. 2012. *JHEP arXiv: 1203.1339 [hep-th]*, 147:1208.
- [4] Pagels, H. 1966. *Phys. Rev*, 144(1250).
- [5] Pagels, H. 1966. *Phys. Rev*, 144(1261).
- [6] Lehmann, H.; Symansik, K.; Zimmerman, W. 1955. *Nuovo Cim*, 2(425).
- [7] Evans, L. 1960. *Nuc. Phys*, 17(163).
- [8] Lehmann, H. 1954. *Nuovo Cim*, 11(342).
- [9] Gupta, S. 1968. *Phys. Rev*, 172(1303).
- [10] Pauli, W.; Villars, F. 1949. *Revs. Mod. Phys*, 21(434).
- [11] Primakoff, H. 1951. *Phys. Rev*, 81(899).
- [12] Gupta, S. 1950. *Proc. Phys. Soc. Lond*, A63(681).
- [13] Weinberg, S. 1964. *Phys. Rev*, 135(B1049).
- [14] Weinberg, S. 1972. "Gravitation and Cosmology". *John Wiley and Sons, New York*, : 165-171.
- [15] Wentzel, G. 1949. "Quantum Theory of Wave Fields". *Interscience, New York*.
- [16] Chang, S. 1966. *Phys. Rev*, 148(1259).
- [17] Van Dam, H.; Veltman, M. 1970. *Nuc. Phys*, B22(397).
- [18] Boulware, D.; Deser, S. 1972. *Phys. Rev*, D6(3368).
- [19] Root, R. 1973. *Phys. Rev*, D8(3382).
- [20] Isham, C.; Salam, A.; Strathdee, J. 1971. *Phys. Rev*, D3(867).
- [21] DeCelles, P.; Montufar, C. 1973. *Phys. Lett*, B54(469).